



UNIVERSIDAD DE ALMERÍA

ESCUELA SUPERIOR DE INGENIERÍA

INGENIERÍA TÉCNICA AGRÍCOLA

ESPECIALIDAD HORTOFRUTICULTURA Y JARDINERÍA

**“Efecto de la aplicación de hidrolizados de microalgas
enriquecidas con micronutrientes en el crecimiento y
floración de *Pelargonium x hortorum*”**

El Alumno:

Miguel Escudero Villegas

Almería, Diciembre de 2019

Director:

D^a. Silvia Jiménez Becker

Codirector:

Elisa Rojas Crespo

ÍNDICE

ÍNDICE GENERAL	PG
1. MEMORIA DESCRIPTIVA DEL TRABAJO.	1
1.1. Interés y objetivos	1
1.2. Referencia bibliográfica.	3
1.2.1. Análisis del sector ornamental.	3
1.2.1.1. Situación mundial.	4
1.2.1.2. Situación en Europa.	4
1.2.1.3. Situación en España.	5
1.2.2. Microalgas.	7
1.2.2.1. Interés de las microalgas.	7
1.2.2.2. Parámetros a considerar en un sistema de cultivo.	8
1.2.2.2.1. Especies de microalgas.	8
1.2.2.2.1. Luz.	8
1.2.2.2.1. Temperatura.	8
1.2.2.2.3. PH y CO ₂ .	9
1.2.2.2.4. Nutrientes.	9
1.2.2.3. Ventajas y usos.	9
1.2.2.3.1. Remoción de metales pesados y bacterias.	9
1.2.2.3.2. Utilización de la biomasa y aplicaciones de microalgas.	10
1.2.3. Micronutrientes.	14

1.2.3.1. Introducción.	14
1.2.3.2. Micronutrientes.	14
1.2.4. <i>Pelargonium x hortorum</i> .	16
1.2.4.1. Introducción.	16
1.2.4.2. Descripción taxonómica.	16
1.2.4.3. Origen y distribución.	17
1.2.4.5. Multiplicación y cuidados de <i>Pelargonium x hortorum</i> .	18
1.2.4.6. Plagas y enfermedades.	19
2. FASES DE REALIZACIÓN Y SU CRONOGRAMA.	22
3. EXPLICACIÓN DE LA INTEGRACIÓN DE LAS DIFERENTES COMPETENCIAS.	23
4. ESPECIFICACIONES Y REQUERIMIENTOS TÉCNICOS.	24
4.1. Localización.	24
4.2. Instalaciones y equipos	24
- Sistema de ventilación.	26
- Fertirrigación.	27
4.3. Dosis y frecuencia de riego.	28
4.4. Medio de cultivo.	28
4.5. Productos biopotenciadores y nutricionales utilizados.	31
4.6. Tratamientos.	36

4.7. Elaboración de solución de fertirriego.	36
4.8. Parámetros evaluados.	38
4.8.1. Parámetros ambientales.	38
- Radiación global recibida por el cultivo (Rad Global int).	39
- Cálculo del DPV.	42
4.9. Medidores Ph y CE.	43
4.10. Materiales de laboratorio.	43
4.11. Parámetros de crecimiento de la planta.	45
4.12. Programa estadístico.	48
5. RESULTDOS Y DISCUSIÓN.	49
5.1. Evaluación técnica de los tratamientos problemáticos.	49
5.1.1. Problemas con el tratamiento TBB (Agua con macros + Boratech).	49
5.1.2. Problemas con el tratamiento TBCu (Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1mL ⁻¹) + Algafert (5g ^L ⁻¹)).	51
5.2. Análisis de las mediciones.	53
5.2.1. Superficie foliar por planta (cm ²) al final del cultivo.	53
5.2.2. Altura de la planta al final del cultivo.	55
5.2.3. Diferencias del diámetro final de la planta.	56
5.2.4. Número de flores por planta totales.	57
5.2.5. Evolución del número de flores a lo largo del ensayo.	59
5.2.6. Porcentaje de agua por planta de cada tratamiento.	60

5.2.7. Peso fresco de flor por planta al final del cultivo.	61
5.2.8. Peso seco de flor por planta al final del cultivo.	62
5.2.9. Peso seco de botones por planta al final del cultivo.	63
5.2.10. Peso seco total por planta al final del cultivo.	64
5.2.11. Peso seco del tallo por planta al final del cultivo.	65
5.2.12. Peso seco de hojas por planta al final del cultivo.	67
5.2.13. Peso seco de raíz por planta al final del cultivo.	68
5.2.14. Relación raíz/aérea por planta al final del cultivo.	70
5.2.15. Color hoja.	71
5.3. Evolución del cultivo.	71
5.4. Resultados del análisis nutricional de las hojas.	74
6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES TÉCNICAS.	75
7. BIBLIOGRAFÍA	76

ÍNDICE DE TABLAS	PG
Tabla 1: Contenido hormonal del hidrolizado de microalgas (ng g^{-1}) (Plaza et al, 2018).	12
Tabla 2: Contenido nutricional del hidrolizado de microalgas (%) (Plaza et al, 2018).	13
Tabla 3: Composición (% en peso) de AlgaFert.	32
Tabla 4: Composición (% en peso) de Boratech.	33
Tabla 5: Composición (% en peso) de Microtech Flora.	34
Tabla 6: Composición (% en peso) de Florcuaje – Mo +B.	36
Tabla 7: Cálculo de solución nutritiva.	37
Tabla 8: Fertilizantes utilizados.	37
Tabla 9: Valores medios de la temperatura media (T_m), máximas ($T_{\text{máx}}$) y mínima ($T_{\text{mín}}$) durante el ensayo.	40
Tabla 10: Valores medios de la humedad relativa media (HR_m), máxima ($HR_{\text{máx}}$) y mínima ($HR_{\text{mín}}$) durante el ensayo.	41
Tabla 11: Valores de radiación externa (R_{ext}), radiación interna (R_{int}) medidos con el luxómetro y coeficiente de transmisión de cubierta (%trans cubierta) calculado.	41
Tabla 12: Valores medios de la radiación global media, máxima y mínima externa, durante el ensayo. cuidado no son valores internos del invernadero, son los datos externos.	41
Tabla 13: Radiación global recibida por el cultivo (Rad Global int) caculada mediante la radiación global media y el % de transmisión de cubierta.	42
Tabla 14: Valores medios de la humedad relativa media (HR_m), temperatura media (T_m), presión de vapor de saturación (e_s), presión de vapor de agua (e_a) y déficit de presión de vapor (DPV), durante el ensayo.	42

Tabla 15: Evolución mensual del cultivo durante el ensayo. 72

Tabla 16: Resultado nutricional de hoja de los tratamientos de interés. 74

ÍNDICE DE GRÁFICAS **PG**

Gráfica 1: Evolución de la producción de planta ornamental en España (miles de plantas). 5

Gráfica 2: Superficie foliar por planta (cm²) al final del cultivo. 53

Gráfica 3: Altura de la planta al final del cultivo. 55

Gráfica 4: Diferencias del diámetro final de la planta. 56

Gráfica 5: Número de flores por planta totales. 57

Gráfica 6: Número de flores a lo largo del ensayo. 59

Gráfica 7: Porcentaje de agua por planta de cada tratamiento. 60

Gráfica 8: Peso fresco de flor por planta al final del cultivo. 61

Gráfica 9: Peso seco de flor por planta al final del cultivo. 62

Gráfica 10: Peso seco de botones por planta al final del cultivo. 63

Gráfica 11: Peso seco total por planta al final del cultivo. 64

Gráfica 12: Peso seco del tallo por planta al final del cultivo. 65

Gráfica 13: Peso seco de hojas por planta al final del cultivo. 67

Gráfica 14: Peso seco de raíz por planta al final del cultivo. 68

Gráfica 15: Relación raíz/aérea por planta al final del cultivo. 70

ÍNDICE DE IMÁGENES	PG
Imagen 1: Cronograma de labores realizadas en el ensayo.	21
Imagen 2: Situación del invernadero de investigación del departamento de ornamentales (Fuente: Google Earth).	24
Imagen 3: Interior del invernadero monotúnel de investigación del departamento de ornamentales.	25
Imagen 4: Mesa de trabajo utilizada durante el ensayo.	25
Imagen 5: Sistema de ventilación activo, extractor de aire en la pared norte.	26
Imagen 6: Ventana lateral fija en la pared oeste.	26
Imagen 7: Programador Irritrol, modelo Rain Dial-R.	27
Imagen 8: Tanques de fertirriego de 200 L.	27
Imagen 9: Sistema de goteros.	28
Imagen 10: Turba rubia, Brill WPS F medio.	29
Imagen 11: Perlita Projar.	30
Imagen 12: Mezcla 70:30 (v/v) de sustratos.	30
Imagen 13: Macetero Teku VCH 14.	31
Imagen 14: Producto AlgaFert.	31
Imagen 15: Producto Especie Biorizon.	32
Imagen 16: Producto Boratech.	33
Imagen 17: Producto Microtech Flora.	34
Imagen 18: Producto Glucocomplex + Cu.	35

Imagen 19: Producto Florcuaje – Mo +B.	35
Imagen 20: HOBO.	39
Imagen 21: Luxómetro.	40
Imágenes 22: pHmetro pHTestr30 (Fuente: OAKTON).	43
Imágenes 23: Conductivímetro ECTestr 11+ (Fuente: OAKTON).	43
Imagen 24: Balanza COBOS (M5-1000).	44
Imagen 25: Estufa Nüve FN500.	44
Imagen 26: Estufa SELECTA (Dry-Big).	45
Imagen 27: Plantas de <i>Pelargonium x hortorum</i> , variedad Niklas.	45
Imagen 28: Toma inicial de datos del cultivo.	46
Imagen 29: Pesado de flores en fresco.	47
Imagen 30: Preparación de sobre con papel.	47
Imagen 31: Secado de flores en estufa.	47
Imagen 32: Flores secas.	47
Imagen 33: Hoja de geranio.	48
Imagen 34: Programa estadístico Statgraphics Centurion 18.	48
Imagen 35: Esquema modelo de la ultraestructura de una hoja.	50
Imagen 36: Micrografías de luz de secciones transversales de hoja de mandarina “Clementina” cultivadas con 0,25 mg L ⁻¹ de boro (A) y 2,50 mg L ⁻¹ de boro (B). Fuente: (Papadakis et al, 2004).	50
Imágenes 37 y 38: Quemaduras en el borde de las hojas de geranio.	51

Imágenes 39 y 40: Manchas en las flores de geranio. 52

Imagen 41: Esqueje enraizado de *Pelargonium x hortorum* al inicio de la plantación. 71

**MEMORIA
DESCRIPTIVA
DEL TRABAJO**

1. MEMORIA DESCRIPTIVA DEL TRABAJO.

1.1. Interés y objetivos.

El sector de la planta ornamental y flor cortada comienza a abrirse paso en el mercado como una alternativa a los cultivos de productos hortofrutícolas. A nivel mundial existe un amplio mercado de productos de floricultura, en los que compiten países del continente africano, Asia, América latina y la Unión Europea. Dentro de los países que forman parte de la UE encontramos importantes productores, donde la primera potencia a nivel mundial se encuentra Holanda, tanto en importaciones como exportaciones de producto ornamental (Comisión Europea, 2015).

Dentro de la horticultura los cultivos ornamentales (flor cortada y planta viva) representan un subsector fundamental. Se tratan de especies de un gran valor económico, como es el caso del *Pelargonium* (Fernández-Zamudio, et al, 2013). El género *Pelargonium* comprende plantas vivaces y perennes, normalmente presentan porte arbustivo, sus tallos, hojas y peciolas se encuentran cubiertos de pelos glandulares. Actualmente su investigación se encuentra en un continuo auge, principalmente por objetivos medicinales (Kayser, et al, 2001).

Una nutrición adecuada es fundamental para un crecimiento y desarrollo óptimo del cultivo. La productividad de los cultivos está afectada de forma negativa por las deficiencias de micronutrientes, que se requieren normalmente en pequeñas cantidades, pero son vitales para el crecimiento de las plantas (Benepal, 1967). Las principales funciones de los micronutrientes de las plantas son (Kirkby et al., 2007):

- Fe, Mn, Cu, Ni: Constituyente de enzimas (metalproteínas)
- Mn, Zn: Activación de enzimas
- Fe, Cu, Mn, Cl: Involucrado en el transporte de electrones en la fotosíntesis
- Mn, Zn, Mo: Involucrado en la tolerancia al estrés
- Mn, Zn, B: Involucrado en el crecimiento reproductivo (inducción a floración, polinización, establecimiento de fruto)
- B, Zn Constituyente de paredes celulares y membranas.

En la actualidad, hay una necesidad creciente de desarrollar estrategias encaminadas a reducir o sustituir el uso de productos químicos, especialmente fertilizantes y pesticidas, por sustancias naturales o biológicas. Esto se consigue con la aplicación de sustancias naturales, que además de fomentar el crecimiento y desarrollo del cultivo, no crean desequilibrios en el suelo y son respetuosos con el medio ambiente (Ferrete, 2005).

Las microalgas hacen referencia a un conjunto de microorganismos microscópicos fotosintéticos que pueden crecer de manera autotrófica o heterotrófica. Debido a su estructura simple, son altamente eficientes en la fijación de CO₂ y la utilización de energía

solar para la producción de biomasa. las aplicaciones de las microalgas son muy diversas, ya que van desde el empleo de la biomasa en la alimentación humana o animal, hasta su uso como plataformas biotecnológicas para la elaboración de productos de interés tecnológico y alto valor comercial como ácidos grasos poliinsaturados, carotenoides, enzimas, proteínas, productos bio-activos utilizados por la industria farmacéutica, etc. (Heinrich, 2019).

Algunas especies presentes en aguas contaminadas son utilizadas en tratamientos de aguas residuales por su elevada tolerancia, por lo que además de fomentar el crecimiento de estas algas, donde varias de ellas son utilizadas con fines comerciales específicos, depuramos en gran medida estas aguas (Park et al.,2011).

La incorporación de algas al suelo incrementa las cosechas y favorece la calidad de los frutos básicamente porque se administra a los cultivos no sólo todos los macros y micronutrientes que requiere la planta, sino también 27 sustancias naturales cuyos efectos son similares a los reguladores de crecimiento. Dentro de los compuestos ya identificados en las algas se han encontrado agentes quelatantes como ácidos algínicos, fúlvicos y manitol así como vitaminas, cerca de 5000 enzimas y algunos compuestos biocidas que controlan algunas plagas y enfermedades de las plantas (Canales,1999).

Los extractos celulares y el medio de crecimiento de varias especies de microalgas contienen fitohormonas, como auxinas, citoquininas, giberelinas y ácido abscísico (ABA) (Tarakhovskaya et al., 2007, Plaza et al., 2018) y ácido salicílico, que juegan papeles cruciales en el desarrollo de las plantas.

Los exopolisacáridos de las microalgas, por sus abundantes cargas negativas, pueden formar complejos con metales, lo que posibilita su uso como quelatos naturales de metales y retención de los micronutrientes (Freire-Nordi et al, 2005).

Un aporte adecuado de micronutrientes incrementa el crecimiento radical mediante la elongación de las células de la raíz. La adición de estos micronutrientes favorecería el sistema radical al incrementar, por un lado, el número de ramificaciones y por otro, el número de raicillas, de forma que la absorción de nutrientes se vería favorecida por una mayor superficie radical (Broadley et al, 2012).

El objetivo principal de este trabajo es estudiar el efecto de la aplicación de hidrolizados de microalgas enriquecidas con micronutrientes en el crecimiento y floración de *Pelargonium x hortorum*, tanto por riego como por vía foliar. Para ello partiremos de esquejes de *Pelargonium x hortorum* procedentes de la misma planta madre, de la variedad Niklas, la cual ha sido elegida expresamente debido a su floración tardía.

1.2. Referencia bibliográfica.

1.2.1. Análisis del sector ornamental.

El sector de la planta ornamental comienza a abrirse paso en el mercado como una alternativa a los cultivos de productos hortofrutícolas.

La competitividad sistémica es un paradigma a seguir para participar en la hipercompetencia global de este sector. El modelo se basa en la relación empresa-industria-gobierno-país, para atender una producción flexible y personalizada (economías de variedad y producto-servicio-solución integral al cliente) (Orozco et al, 2003). El eje de este tipo de mercadeo integrado son las alianzas estratégicas (competidores, clientes y proveedores). En este contexto, el concepto de ventaja competitiva básica (costo-precio y calidad) ha evolucionado al nuevo concepto de ventaja competitiva sustentable, basado en la capacidad y velocidad de las empresas para aprender a innovar productos y procesos con mayor rapidez que la competencia internacional (Orozco et al, 2003).

Los datos económicos del sector de la horticultura ornamental pueden incitar a pensar erróneamente que se trata de una actividad poco destacada en el conjunto de la agricultura. No obstante, los rendimientos generados por la producción y el valor de sus exportaciones son, en la mayoría de los casos, superiores al resto de los sectores agrarios, especialmente si se considera que se realizan sin disponer de ninguna medida de apoyo y a pesar de la fuerte competencia existente en el mercado, tanto de países terceros, como de otros Estados productores de la UE (FEPEX, 2019).

El sector productor exportador de flores y plantas constituye un sector significativo de la economía agraria y comercial española dado su porcentaje de participación en la producción final agraria, su contribución a la balanza comercial agraria, su alta capacidad de generación de empleo y su posición competitiva en el mercado comunitario (FEPEX, 2019).

El geranio (*Pelargonium x hortorum*) es un cultivo muy popular sobre todo en Europa y en el norte de América. En el caso del geranio, las plantas se comercializan sobre todo desde principios de abril hasta junio (FEPEX, 1996). Es uno de los principales cultivos ornamentales a nivel europeo comercializándose anualmente del orden de ochocientos millones de geranios. En España la producción industrial del *Pelargonium* se estima una producción anual de 15 millones de plantas en todo el territorio nacional, lo que supone alrededor (69.876,71 euros) de volumen de negocio. Un 60% de la producción geranio corresponde al *Pelargonium x hortorum*, un 35% a *Pelargonium peltatum*, un 5% a *Pelargonium grandiflorum* y menos de un 1% a geranios de olor (Calvo, 2001).

La evolución del mercado en los últimos diez años se encuentra en un constante crecimiento del 5% anual. El 95% de la producción se destina al mercado nacional,

mientras que el 5% restante se destina a la exportación, básicamente a Francia. Esta producción procede fundamentalmente de Cataluña. Aunque las importaciones de planta para la venta son nulas (Calvo, 2001), las variedades de geranio de consumo en España proceden mayoritariamente de Alemania y EE.UU. Dentro de las preferencias de los consumidores a la hora de adquirir plantas ornamentales, el geranio ocupa el tercer lugar por detrás del poto y del ficus (Whealy, 1993).

1.2.1.1. Situación mundial.

A nivel global el total de superficie cultivada para destino agrícola supera los 1500 millones de hectáreas (FAO, 2017), de las cuáles el área destinada a horticultura ornamental se encuentra entorno a los 1,7 millones de hectáreas. Éstos a su vez están divididos según su cultivo, en el que se destinan para flor cortada y plantas en maceta (620.000 Ha), bulbos (50.000 Ha) y árboles en vivero (1.060.900 Ha) (AIPH, 2015).

La mayor zona de producción de flor cortada y planta en maceta se sitúa en Asia, con una superficie total de 460.000 ha. Le siguen Europa con 60.000 ha, América del Sur, con unas 47.000 ha, América del Norte, con 30.000 ha, África, con 18.000 ha y Oriente Medio, con 4.000 ha (AIPH, 2015).

Existen tres grandes grupos de países productores en función de sus importaciones y exportaciones. El primero de ellos está compuesto por Estados Unidos, China, India y Japón, donde el 90% de su producción está destinado a satisfacer sus necesidades internas de mercado. En segundo lugar, se encuentran los países europeos, entre ellos Alemania, Francia,

Bélgica e Italia, donde la mayor parte de la demanda se satisface con su propia producción, además de la exportación a otros grandes centros productores. Y, por último, países como Colombia, Kenia o Etiopía, donde las exportaciones superan con creces a las importaciones (AIPH, 2015).

El mayor productor de bulbos es Holanda, seguido de Estados Unidos, mientras que los principales productores de árboles de vivero se encuentran en América del Norte y Europa Occidental (AIPH, 2015).

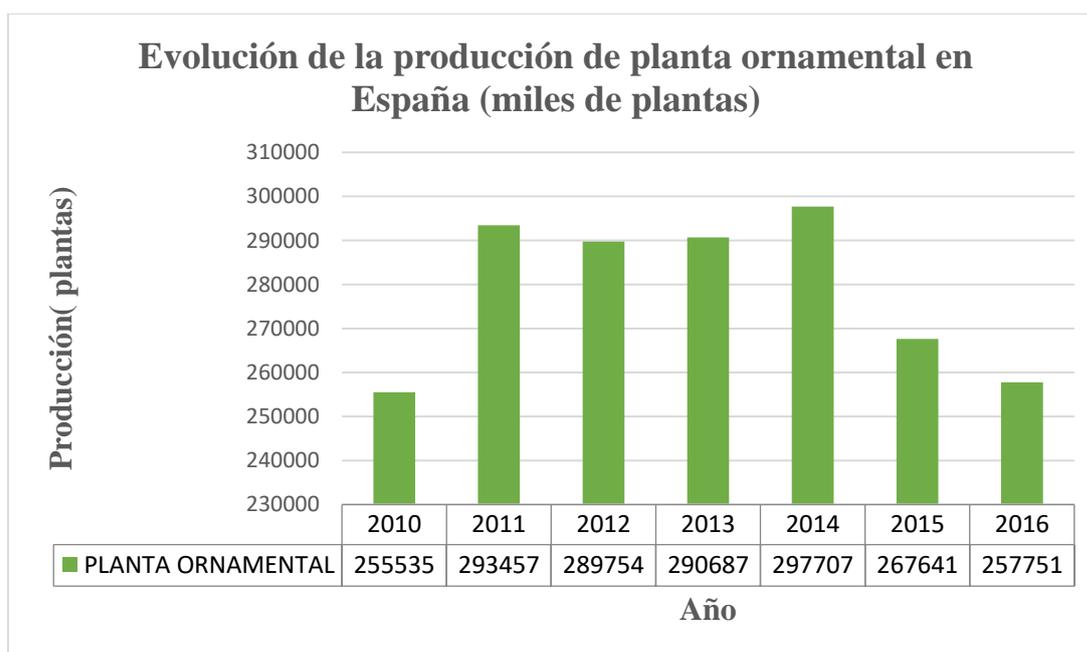
1.2.1.2. Situación en Europa.

La Unión Europea es un importante mercado de productos de floricultura. Dentro de los países que forman parte de la UE encontramos importantes productores, entre los que destaca en gran medida Holanda, primera potencia mundial, el cuál es el principal país exportador, mientras que Alemania es el principal importador. España ocupa un lugar destacado después de Holanda y tras ella se sitúan Italia, Francia y Reino Unido (AIPH, 2015).

1.2.1.3. Situación en España.

Poco a poco la floricultura se está convirtiendo en España en un sector importante dentro de panorama hortofrutícola nacional. La evolución de la superficie de cultivo de flor cortada en nuestro país ha presentado irregularidades, con algunos altibajos.

La producción de flores en el año 2010 fue de 170.165 miles de docenas, mientras que la de planta ornamental fue de 255.535 mil plantas. La superficie dedicada al cultivo de flor cortada en España ese año fue de 1723 hectáreas, y la de planta ornamental 5.162 hectáreas. Con respecto a la producción analizando los 6 años siguientes observamos que en flor cortada ha ido decreciendo gradualmente hasta llegar a la cifra de 104.535 miles de docenas, sin embargo, en planta ornamental en este periodo de tiempo la producción de planta ornamental ha tenido altibajos llegando a su tope de producción en 2014, rozando los 300.000 miles de plantas, para luego caer drásticamente hasta 257.751 plantas en 2016. Por otro lado, la superficie destinada a estos cultivos sigue la tendencia de sus producciones, siendo en 2016 la superficie para flor cortada de 1.274 ha y para planta ornamental de 5.163 ha (MAPAMA, 2019).



Gráfica 1: Evolución de la producción de planta ornamental en España (miles de plantas).

La producción de flor cortada en España se concentra fundamentalmente en el clavel y la rosa, representando ambas aproximadamente el 60% del total. La producción de planta ornamental ha experimentado una tendencia al alza, aumentando en un 37% en la última década. Siendo su valor de producción en torno a los 2.000 millones de euros con tendencia al alza (MAPAMA,2011).

La balanza comercial es negativa en flor cortada, procediendo nuestras importaciones fundamentalmente de Países Bajos y otros países de la UE, mientras que en planta ornamental las exportaciones y las importaciones están en el mismo nivel (MAPAMA,2011).

En España, respecto a la planta ornamental las estadísticas oficiales indican que en 2012 por superficie sobresalen Cataluña (mantiene el 36,4% de la superficie nacional, es decir 2.050 ha) y la Comunidad Valenciana (con el 30,2%, o 1.704 ha). El crecimiento de la planta cultivada en Cataluña en la última década ha sido muy notable, al que se añade el de Galicia, que es con 664 ha la tercera comunidad productora por encima de Andalucía. En cualquier caso, el aumento de la superficie dedicada a la planta ha sido paralelo al descenso de la superficie de flor cortada (Roca et al,2014).

Respecto al comercio, tradicionalmente en el sector se habla de que el volumen exportado representa entre el 30-40% del total producido (Urbano et al, 2004). Dado el registro continuo de las mismas y que son indicativas de nuestra fortaleza en mercados exteriores, las cifras de exportación son muy útiles para explicar la evolución del sector. De su revisión podría deducirse que, la producción de planta viva en España presenta un dinamismo muy favorable. Entre 2005 y 2013, años claves de crisis económica y recesión de los mercados, el volumen de lo exportado por España ha crecido un 63% hasta llegar a los 223 millones de euros (FEPEX, 2014). Estas cifras se explican por la gran especialización del sector, que ha sabido aprovechar la experiencia de los agentes, los medios logísticos y el conocimiento tanto de los canales como de los mercados, que se tienen en otros sectores agroalimentarios (Roca et al,2014).

Respecto a las importaciones, España las ha reducido de media un 23% entre los años 2008 y 2013, algo lógico en momentos de recesión como el actual y dado que se trata de un país con una producción propia capaz de cubrir la demanda interior. Todas las comunidades, salvo la Región de Murcia que las ha incrementado en un 68%, han reducido sus importaciones en los años anteriormente citados (Roca et al,2014).

En los últimos diez años España ha sido, después de Alemania, el país que más ha aumentado la exportación de plantas ornamentales, con un crecimiento del 80% en 2014, siendo el país europeo que más incrementó su exportación en el año 2012, lo que demuestra la excelente aceptación de las plantas españolas en los mercados exteriores, estando nuestro país considerado actualmente como el de mayor potencial de crecimiento en Europa en cuanto a la exportación de plantas ornamentales. Este potencial se sustenta en la calidad, la frescura, el método de cultivo y la calidad ornamental de la producción (MAPAMA, 2015).

El sector ornamental español mantiene un dinamismo positivo y a pesar de la crisis económica actual, la superficie cultivada y las exportaciones han seguido creciendo. Estos datos se refieren básicamente a la planta viva, ya que en el caso de la flor cortada sus limitaciones son bastante mayores, y ante su falta de competitividad sí que están en clara recesión desde hace ya años.

1.2.2. Microalgas.

1.2.2.1. Interés de las microalgas.

Una de las mayores preocupaciones de nuestro planeta es el cambio climático (Brennan et al, 2010), éste fenómeno es de tal escala que está siempre presente en la política y organismos internacionales (Chiu et al. 2011). El cambio climático es el principal culpable de sequías, inundaciones, acidificación de los océanos, todo esto provocado en mayor parte por actividades humanas, en especial, por la combustión de combustibles fósiles impulsor del 80% de producción de energía (Chen et al. 2011). Todo esto deriva en un alto riesgo a la disponibilidad y calidad de las aguas y del aire, debido a la cantidad de productos contaminantes generados, como nutrientes y CO₂ (Chiu et al. 2011). La contaminación de los cuerpos de agua radica en la eutrofización, que es causada por la liberación de compuestos orgánicos e inorgánicos al medio con concentraciones de nitrógeno y fósforo que pueden alcanzar hasta 3 veces o más de lo normal (Lavoie et al, 1985).

Por ello, el desarrollo de tecnologías enfocadas al cuidado del medio ambiente, a la reutilización de los residuos y a la generación de energías limpias de bajo costo se ha vuelto indispensable. Entre estas tecnologías, los cultivos de microalgas adquieren un gran protagonismo, ya que reciclan eficientemente contaminantes desde medios líquidos y gaseosos, incorporándolos a su metabolismo para generación de biomasa (Markou et al, 2011). Al tratarse de organismos vivos involucran una serie de parámetros (i.e., nutrientes, luz) que deben ser considerados, evaluados, determinados y medidos para realizar con éxito un cultivo. Además, dependiendo la especie de microalga cultivada éstas tendrán unos requerimientos nutricionales y parámetros ambientales específicos (Park et al, 2011).

Las microalgas constituyen un grupo muy diverso de organismos unicelulares que al igual que las plantas, convierten la energía solar en energía química mediante la fotosíntesis. Forman la base de la cadena alimenticia para más del 70% de la biomasa mundial, y se consideran maquinarias fotosintéticas generadoras de pigmentos con una adaptación ecofisiológica y plasticidad bioquímica única, lo que les permite la bioconversión directa de la energía solar en compuestos químicos, bajo una variedad de condiciones medioambientales y a una velocidad mayor que cualquier otra fuente vegetal (Escudero, 2012). Las microalgas son organismos con una alta tasa de crecimiento (100 veces más rápido que los árboles) y pueden crecer en distintos ambientes tanto de pH como temperatura. Además, pueden fijar el CO₂ con una eficiencia entre 10 y 50 veces mejor que las plantas terrestres (Domínguez, 2017).

Además de ser productoras primarias de los ambientes acuáticos, estos microorganismos fotosintéticos son útiles en aplicaciones de biorremediación, y como biofertilizantes fijadores de nitrógeno. También regulan el contenido de oxígeno y dióxido de carbono en la atmósfera, colaborando en el control del efecto invernadero, las lluvias ácidas y el adelgazamiento de la capa de ozono. Poseen un gran potencial como fuente de varios productos químicos tales como polisacáridos, lípidos y pigmentos que

sirven de base a la industria química. Hoy es indiscutible la importancia económica de las microalgas, que, a diferencia de las plantas superiores, contienen relativamente pequeñas cantidades de material estructural y muchos de los componentes celulares son de reconocido valor económico (Escudero, 2012).

1.2.2.2. Parámetros a considerar en un sistema de cultivo.

1.2.2.2.1. Especies de microalgas.

La elección de las especies de cultivo dependerá de la finalidad de la biomasa obtenida (e.g., pigmentos, alimento) o si el cultivo es para fitorremediación. Las especies algales predominantes dentro de un sistema abierto, dependen de factores ambientales, operacionales y parámetros biológicos (Park et al, 2011). En un sistema cerrado se pueden lograr cultivos monoespecíficos aislados del medioambiente (Posten, 2009). Las microalgas en un cultivo para fitorremediación deben cumplir con 3 condiciones: alta tasa de crecimiento, alta tolerancia a la variación estacional y diurna si es un sistema abierto, y buena capacidad para formar agregados para una cosecha por simple gravedad. Además, podrían ser deseables altos niveles de componentes celulares valiosos (por ejemplo, lípidos para generación de biodiesel). Algunas especies presentes en aguas contaminadas son utilizadas en tratamientos de aguas residuales por su elevada tolerancia. Además, varias de éstas también son utilizadas para fines comerciales específicos. Los géneros *Chlorella*, *Ankistrodesmus*, *Scenedesmus*, *Euglena*, *Chlamydomonas*, *Oscillatoria*, *Micractinium*, *Golenkinia*, *Phormidium*, *Botryococcus*, *Spirulina*, *Nitzschia*, *Navicula* y *Stigeoclonium* han sido registrados en aguas residuales desde distintas procedencias (Abdel-Raouf et al, 2012). Varias de éstas son comercialmente interesantes para la alimentación humana y/o animal, la obtención de biocombustibles, aceites esenciales, pigmentos, entre otros usos (Borowitzka 1999, Harunetal. 2010).

1.2.2.2.1. Luz.

La intensidad lumínica es uno de los principales parámetros a considerar en un cultivo (Contreras-Flores et al, 2003). En ausencia de limitación por nutrientes, la fotosíntesis se incrementa con el aumento de la intensidad lumínica, hasta alcanzar la máxima tasa de crecimiento específica para cada especie en el punto de saturación por luz (Park et al, 2011). Pasado este punto, se alcanza el punto de foto inhibición, con resultados perjudiciales para la misma célula e incluso la muerte, implicando pérdida de eficiencia fotosintética y productividad del cultivo (Contreras-Flores et al, 2003).

1.2.2.2.1. Temperatura.

La producción algal aumenta proporcionalmente con la temperatura hasta alcanzar la temperatura óptima de cada especie. Por encima de esta, aumenta la respiración y la fotorrespiración reduce la productividad global. La temperatura óptima varía entre las

especies, pero en general está entre 28° y 35°C (Park et al, 2011). En un sistema de cultivo cerrado, la temperatura se puede controlar por varios mecanismos, tales como rociadores de agua, inmersión del colector solar en piscinas, reactor dentro de un invernadero, etc. (Martínez, 2008). Por el contrario, en un sistema de cultivo abierto es muy difícil de controlar, aunque se pueden realizar ciertas acciones simples para disminuir el efecto, como cubrir los estanques con plásticos transparentes (Borowitzka, 1999).

1.2.2.2.3. PH y CO₂.

El pH del cultivo está influenciado por varios factores como la productividad algal, la respiración, la alcalinidad y composición iónica del medio de cultivo, la actividad microbiana autotrófica y heterotrófica y la eficiencia del sistema de adición de CO₂ (Hernández-Pérez et al, 2014). Como en los otros parámetros, cada especie necesita un rango determinado de pH que permita un crecimiento óptimo (Martínez, 2008), siendo pH 8 el más indicado para especies de agua dulce. Por encima o debajo de éste, presentan un descenso de la productividad, que no solo afecta el crecimiento algal, sino también la capacidad de remover el nitrógeno en sistemas de tratamientos de aguas (Park et al, 2011). El pH puede controlarse con un sistema automatizado de inyección de CO₂, o incluso, con adición de ácido o base permitiendo además suministrar CO₂ necesario para cultivos de alta productividad (Berenguel et al, 2004). La adición de CO₂ ha demostrado mejorar la productividad en los tanques de algas a escala experimental en tratamiento de aguas residuales, aumentando la productividad incluso a más del doble. Se trata de una práctica estándar en todos los sistemas para producción de algas (Hernández-Pérez et al, 2014).

1.2.2.2.4. Nutrientes.

El nitrógeno es el nutriente más importante para las microalgas (después del carbono) y se incorpora como nitrato (NO₃⁻) o como amonio (NH₄⁺). Es también un factor crítico para regular el contenido de lípidos de las microalgas. Típicamente, las microalgas tienen un contenido lipídico aproximadamente del 20%, pero cuando el nitrógeno se convierte en el factor limitante del crecimiento, la acumulación de los niveles de lípidos aumenta en más de 40% (Park et al, 2011). Sin embargo, usando la limitación de nitrógeno para estimular la acumulación de lípidos en las células de algas, a menudo reduce la producción de algas, lo que sugiere que las 2 condiciones, alto contenido en lípidos y alta productividad, pueden ser mutuamente excluyentes (Park et al, 2011). El fósforo es fundamental en muchos procesos celulares, tales como la formación de ácidos nucleicos y transferencia de energía. Aunque el contenido en fósforo de las microalgas es menor al 1%, su deficiencia en el medio de cultivo es una de las mayores limitaciones al crecimiento.

1.2.2.3. Ventajas y usos.

1.2.2.3.1. Remoción de metales pesados y bacterias.

El vertido metales pesados a los sistemas de recolección de agua ha aumentado junto con la industrialización, ahí que sea esencial su eliminación, ya que son conocidos por su toxicidad, como por su papel como agentes cancerígenos. Muchas especies de microalgas han sido conocidas y estudiadas por su capacidad de retirar metales disueltos. Debido a su carga superficial negativa poseen una alta afinidad por los iones de metales pesados, introduciéndolos por adsorción, absorción y por formación de fitoquelatinas. Así, la utilización de microalgas para la eliminación de metales pesados, se considera un método económico con el resultado de un efluente de agua de alta calidad (Hernández-Pérez et al, 2014).

Por otro lado, entre los organismos patógenos presentes en las aguas residuales están las bacterias, *Escherichiacoli*, *Salmonella* y *Shigella*, virus y protozoos. Su presencia es considerada indicadora de contaminación fecal en los cuerpos de agua (Sebastiány Nair 1984). Un medio de cultivo favorable para las microalgas es desfavorable para microorganismos patógenos, por lo que con su uso se han llegado a obtener reducciones de coliformes fecales y *Salmonella* totales de 88,8%, pero más frecuentemente entre 99,0 a 99,9% (Abdel-Raouf et al, 2012).

1.2.2.3.2. Utilización de la biomasa y aplicaciones de microalgas.

La biomasa de las algas tiene una amplia utilización que va desde biofertilizante a producción de biocombustibles, también para alimentación animal y humana, y para la obtención de productos biotecnológicos con uso en medicina, farmacia y cosmética (Brennan et al, 2010). Existen multitud de beneficios de los cultivos de microalgas ya que su cultivo es un sistema biológico eficiente de utilización de la energía solar para producir materia orgánica, éstas crecen más rápido que las plantas terrestres y es posible obtener mayores rendimientos anuales de biomasa. La composición bioquímica de las microalgas puede modificarse fácilmente variando las condiciones ambientales y la composición del medio de cultivo, además, bajo ciertas condiciones muchas especies de microalgas pueden acumular en altas concentraciones compuestos de interés comercial, tales como proteínas, lípidos, almidón, glicerol, pigmentos naturales o biopolímeros (Gómez, 2007). El potencial de las microalgas es considerable, sobre todo si consideramos que existen varios millones de especies de algas y microalgas, en comparación con alrededor de 250.000 especies de plantas terrestres (Brennan et al, 2010).

Para minimizar las pérdidas de nutrientes de los ecosistemas agrícolas y la recuperación y reutilización de éstos (NPK) de todo tipo de corrientes residuales se podrían utilizar como solución las microalgas, se podría utilizar para recuperar los nutrientes de la fracción líquida del digestato y como las microalgas incorporan estos nutrientes en su biomasa, el fertilizante que se cree será menos propenso a pérdidas de nutrientes hacia el medio ambiente. Se ha demostrado que la biomasa de algas producida a partir del tratamiento del estiércol digerido anaeróbicamente podría ser un buen sustituto de los fertilizantes comerciales (Hidalgo et al, 2016).

Las algas secas no contienen amoníaco libre o nitrato que puedan filtrarse en el medio o volatilizarse durante la aplicación. Por otra parte, la concentración de metales pesados en las microalgas cultivadas en digestato de estiércol es lo suficientemente baja como para no reducir su valor como fertilizante o enmienda agrícola. Las microalgas pueden ser también procesadas (hidrolizadas) con el fin de obtener biofertilizantes y bioestimulantes más elaborados. Los productos en base de microalgas pueden aumentar la resistencia de las plantas frente a estreses bióticos y abióticos. Varios estudios demuestran que la aplicación de extractos de microalgas en los cultivos agrícolas conduce a un mayor crecimiento y rendimiento de la planta. El aumento de contenido de antioxidantes, mayor actividad antioxidante, mejor desarrollo de las raíces, y mayor número y peso de frutos y semillas son algunos de los efectos que se observaron durante los experimentos (Hidalgo et al, 2016).

A partir de las microalgas obtenemos aminoácidos, péptidos y fitohormonas que son mejor asimilables para las plantas obteniendo un mayor rendimiento del cultivo, mayor calibre, mayor vida postcosecha, mayor vigor de hoja, mayor asimilación del calcio, menos incidencia de enfermedades, mayor resistencia frente a estrés climático y mejora de las condiciones de cultivo tras el uso de fungicidas (Romero García et al. 2012).

Los biofertilizantes en base de aminoácidos constituyen una importante fuente de nutrientes indispensables para el desarrollo de las plantas, y facilitan la asimilación de éstos en los vegetales. Las plantas sintetizan los aminoácidos a través de reacciones enzimáticas por medio de procesos de aminación (sintetiza aminoácidos a partir de sales de amonio) y transaminación (proceso de sintetización de aminoácidos a partir de otros aminoácidos preexistentes). La presencia de aminoácidos que constituyen las proteínas de la planta supone un menor gasto energético para la planta (Domínguez, 2017).

Los biofertilizantes basados en aminoácidos de *Spirulina* son especialmente recomendables porque, aunque poseen una concentración mucho menor de nitrógeno, fósforo y potasio que los fertilizantes químicos, éstos poseen micronutrientes y biocatalizadores que favorecen el crecimiento de las plantas a los mismos niveles. Algunos beneficios de su uso sobre cultivos han demostrado ser: Favorecer la germinación de semillas, formación de plantas sanas y equilibradas, atenúa los efectos del estrés por factores climáticos o sequías, mejora la calidad del polen y aumenta la formación de flores, facilita la regeneración de tejidos dañados y se obtienen frutos con maduración homogénea (Domínguez, 2017).

Un biofertilizante contribuiría a aliviar el efecto de la sequía a través de mecanismos osmóticos. La aplicación de los biofertilizantes basados en aminoácidos puede ser por vía foliar o radicular, siendo más común la segunda vía. Los aminoácidos no aprovechados por la planta son incorporados al suelo y degradados mediante procesos de aminación, nitración o amonización, originando nuevos productos beneficiosos para los microorganismos del suelo y la planta en sí (Domínguez, 2017).

La composición (contenido en lípidos, carbohidratos y proteínas) de éstas es variable según la especie y puede ser fácilmente manipulada durante el proceso de cultivo,

dentro de unos límites, por ejemplo, se le puede aumentar el contenido lipídico de la célula en un medio limitado por nitrógeno (Domínguez, 2017).

Por lo tanto, los polisacáridos de microalgas muestran una buena capacidad para mejorar el crecimiento de las plantas, ofreciendo un uso potencial interesante como bioestimulantes (Elarroussi et al.2016). Las algas contienen compuestos activos como aminoácidos libres y ácidos orgánicos, fitohormonas, enzimas y metabolitos secundarios bioactivos, vitaminas y precursores de vitaminas (Battacharyya et al.2015; Mógor et al.2017). Se ha demostrado que los extractos celulares y el medio de crecimiento de varias especies de microalgas contienen fitohormonas (auxinas, citoquininas, giberelinas, ácido abscísico y ácido salicílico) que se sabe que desempeñan funciones cruciales en desarrollo de plantas (Schwarz y Krienitz 2005; Tarakhovskaya et al. 2007). Las hormonas vegetales pueden ser esenciales en varios aspectos del crecimiento y desarrollo de las plantas.

Para liberar todos los componentes intracelulares y obtener un producto más efectivo, se lleva a cabo una hidrólisis enzimática de las microalgas (Romero García et al. 2012). A continuación, se muestra el resultado de una hidrólisis enzimática (“Tabla 1” y “Tabla 2”), tanto de su contenido hormonal como nutricional (Plaza et al, 2018):

Tabla 1: Contenido hormonal del hidrolizado de microalgas (ng g⁻¹) (Plaza et al, 2018).

	<i>Arthrospira</i>	<i>Scenedesmus</i>
<i>N</i>	1.198 ± 0.005	1.009 ± 0.020
<i>P</i>	0.187 ± 0.004	0.297 ± 0.027
<i>K</i>	0.157 ± 0.005	0.0952 ± 0.000
<i>Ca</i>	0.157 ± 0.004	1.1605 ± 0.068
<i>M</i>	0.048 ± 0.001	0.0548 ± 0.002

Tabla 2: Contenido nutricional del hidrolizado de microalgas (%) (Plaza et al, 2018).

		<i>Arthrospira</i>	<i>Scenedesmus</i>	
Etileno	ACC	545.55	341.32	
	Citoquininas	Trans-Zeatina	191.37	0.84
		Ribosodio de zeatina	0	6.82
		Isopentenil	2560.73	45,561.97
		Adenina	-	-
Giberelinas	GA1	24,97	208,81	
	GA3	-	-	
	GA4	31,27	9,09	
Auxinas	Ácido Indoleacético	10,3	5965	
	Otras hormonas	ABA	1,03	3718,25
Ácido Salicílico		0,61	156713,72	
Ácido Jasmónico		0,84	75,13	

Las citoquininas estimulan la división celular, regulan el desarrollo del tallo y la raíz, favorecen el crecimiento de la hoja, así como la formación de la flor, el fruto y la semilla; estabilizan la maquinaria fotosintética, ralentizan la senescencia e intensifican la fuerza del sumidero y la adquisición del N (Vankova, 2014). Las giberelinas controlan la germinación, la elongación del tallo, la formación del tubérculo, la floración, el cuajado del fruto y el crecimiento (Serrani et al., 2007).

A este respecto, se realizaron varios estudios para evaluar el efecto de los fertilizantes de microalgas en diferentes cultivos. Algunos de estos estudios encontraron un efecto positivo de los fertilizantes de microalgas, especialmente cuando se aplicaron a las hojas (Alves-Dias et al, 2016). La aplicación foliar del extracto de algas marinas pareció ser más efectiva si se aplica en la mañana, cuando los estomas de las hojas se abren (Battacharyyaetal, 2015).

La perspectiva del mercado para los bioestimulantes es buena, ya que ciertos pesticidas están siendo (gradualmente) retirados debido a la aplicación de la legislación vigente (por ejemplo, la Directiva de autorización de plaguicidas de la UE, la CE 91/414). Por otra parte, la preocupación por el desarrollo de la resistencia contra los pesticidas de uso común, el aumento de los costes de los fertilizantes y los efectos previstos del cambio climático en Europa constituyen un impulso para el desarrollo y comercialización de estos productos bioestimulantes en base de microalgas (Hidalgo et al, 2016).

1.2.3. Micronutrientes.

1.2.3.1. Introducción.

Las necesidades nutricionales de las plantas se estudian de forma separada en dos grandes grupos: nutrientes orgánicos e inorgánicos. Los primeros representan entre el 90 y 95 % del peso seco de las plantas y están constituidos por los elementos carbono, oxígeno e hidrógeno obtenidos a partir del CO₂ de la atmósfera y del agua del suelo. El restante 5-10 %, constituye la denominada fracción mineral, y son los elementos que la planta absorbe en forma iónica del suelo (López, 2015).

Los nutrientes minerales son tomados del suelo, como hemos dicho, pudiéndose encontrar como compuestos orgánicos e inorgánicos que condicionan la capacidad de absorción o adquisición por parte de la planta, es decir, se aumenta o disminuye la disponibilidad de los nutrientes en función del tipo de compuesto en el que se presente (Craine y Dyzinski, 2013). A pesar de esto y de que la cantidad de minerales requeridos varían de especie en especie, estos se pueden clasificar para la mayoría de las plantas como macronutrientes (N, K, Ca, P, Mg, y S) y micronutrientes (Fe, Cl, Mn, B, Zn, Cu, Mo, Ni). Los macronutrientes son los requeridos en grandes cantidades debido a que participan mayoritariamente de componentes estructurales (proteínas, pared celular, membranas, nucleótidos). Por otro lado, los micronutrientes se requieren en cantidades pequeñas y proveen características funcionales a las enzimas, participando mayoritariamente en las reacciones de tipo óxido-reducción; por ejemplo, la ureasa es una enzima que cataliza la conversión de urea a amoníaco y dióxido de carbono en las plantas, reacción que se ve favorecida por la presencia de níquel en el sitio activo de la enzima (Brundrett et al, 2016).

1.2.3.2. Micronutrientes.

El contenido total de micronutrientes en el suelo depende del material de partida y de los procesos edafológicos (White y Zasoski, 1999). Aquellos elementos cuya concentración total en el suelo es inferior a 1.000 mg kg⁻¹ son llamados elementos traza. Dentro de este grupo podemos incluir a B, Cu y Mo, imprescindibles para las plantas y para los animales en baja concentración, pero que pueden volverse tóxicos al alcanzar determinados niveles.

El boro (B) desempeña un papel esencial en el transporte de azúcares, en la síntesis de sacarosa, en el metabolismo de ácidos nucleicos, en la biosíntesis de carbohidratos, en la fotosíntesis, en el metabolismo proteico, en la síntesis y estabilidad de las paredes y membranas celulares. Además, desempeña una función esencial en la polinización y cuajado de los frutos. Mejora el tamaño y la fertilidad de los granos de polen y tiene un importante papel en la germinación del polen y el crecimiento de los tubos polínicos (Alarcón, 2016). Un exceso de boro provoca síntomas por toxicidad, que coinciden en la mayoría de los cultivos con necrosis progresiva de las hojas que comienza por un amarilleamiento de los bordes de las hojas, progresa entre los nervios laterales hacia la nerviatura central y termina con un oscurecimiento y la posterior necrosis (Muñoz et al,

2002). El boro se absorbe en forma de ácido bórico y ejerce un rol importante en la síntesis de ácido giberélico (AG) y ácidos nucleicos (ARN y ADN), en las respuestas hormonales y en la funcionalidad de las membranas celulares (Beltrano y Giménez, 2015). Una vez que es absorbido presenta escasa movilidad presentando diversos síntomas de carencia como necrosis negra en las hojas jóvenes y en las yemas terminales. Los tallos pueden ser rígidos y quebradizos y es frecuente la pérdida de la dominancia apical pudiendo observarse plantas muy ramificadas (Beltrano y Giménez, 2015).

Las funciones más destacadas del cobre (Cu) en las plantas están relacionadas con la fotosíntesis, respiración mitocondrial, percepción del etileno (el cual aumenta la floración), metabolismo de la pared celular, protección frente al estrés oxidativo, síntesis del cofactor de molibdeno y regulación del ciclo circadiano (Puig y Colés, 2007; Mendel, 2013). El cobre es uno de los elementos esenciales más importantes tanto para las plantas como para los animales; sin embargo, cantidades excesivas de éste pueden producir efectos tóxicos (Schachtschabel et al., 1992). El Cu está asociado a enzimas que intervienen en reacciones redox, oxidándose de forma reversible de Cu^+ a Cu^{+2} . Numerosas proteínas ligadas al Cu participan en la transferencia de electrones durante la fase lumínica de la fotosíntesis, como la plastocianina. La absorción de este mineral se realiza como ión Cu^{+2} o quelatado. La sintomatología de deficiencia está dada por la aparición de hojas de color verde oscuro, seguido de posterior necrosis y torsión de la hoja hacia el envés. Las manchas necróticas aparecen primero en los extremos de las hojas jóvenes que se extienden hacia la base a lo largo de los márgenes foliares. Este elemento posee escasa movilidad en las plantas una vez que fue absorbido (Beltrano y Giménez, 2015).

El molibdeno (Mo) se encuentra en las plantas como anión en su forma de oxidación más alta Mo(VI), aunque también se presenta como Mo(V) y Mo(IV). Participa en reacciones de transferencia de electrones, por ejemplo, en la reducción del nitrato a través de la enzima nitrato reductasa y en la transformación del N gaseoso en amoníaco en organismos fijadores de nitrógeno, a su vez es un micronutriente esencial para la síntesis de aminoácidos. Su absorción se realiza como anión molibdato (MoO_4^{-2}) por mecanismos activos. El primer síntoma de carencia es una clorosis general internerval y posterior necrosis de las hojas más maduras. En algunas hortalizas, como coliflor o brócoli, las hojas pueden no presentar necrosis, pero aparecer curvadas y terminar muriendo (enfermedad conocida como cola de látigo). Se puede ver frenada la formación de la flor o provocar su pérdida prematura. Aunque las plantas requieren sólo pequeñas cantidades de Mo, algunos suelos no tienen los contenidos adecuados. El aporte de pequeñas cantidades de Mo en esos suelos mejora de manera notable el crecimiento de los cultivos (Beltrano y Giménez, 2015). Un exceso de toxicidad de Mo en algunas plantas puede ocasionar que todas las hojas se vuelven pálidas y puede darse una necrosis marginal. En los casos más avanzados, el crecimiento de las plantas y la formación de flores serán limitados (Beltrano y Giménez, 2015).

1.2.4. *Pelargonium x hortorum*.

1.2.4.1. Introducción.

Los geranios (*Pelargonium* spp.) son plantas ornamentales que se pueden encontrar en todo el mundo adornando jardines, fachadas y balcones. Su popularidad se debe a su abundante floración con una gran diversidad de colores, a sus diferentes patrones de hojas y a su facilidad de cultivo pudiendo sobrevivir en condiciones áridas, adaptándose fácilmente a diferentes condiciones ambientales (Abo El-Nil, 1990). En las zonas de clima frío los geranios pueden utilizarse como plantas de temporada para decorar los arriates durante la primavera o el verano. En las zonas de clima cálido son plantas vivaces de exterior, manteniendo las hojas durante todo el año y, según que especies, floreciendo prácticamente sin interrupción (Anónimo, 1998; Nessmann, 1998). Las especies de *Pelargonium* de mayor importancia económica en la industria de la planta ornamental son: el geranio zonal o común, el geranio de pensamiento (o pelargonio), el geranio de hiedra (o gitanilla o murciana) y los geranios de olor (Abo El-Nil, 1990; Fonteno, 1992).

Las principales características de estas especies son: *Pelargonium x hortorum* (geranio zonal o común) tienen porte arbustivo y recto y puede alcanzar unos 60 cm de altura. Presenta una floración muy prolongada; ciertas variedades florecen desde primavera hasta mediados de otoño, e incluso buena parte del invierno si la temperatura no desciende demasiado. Las hojas son redondeadas y suelen presentar una zonación paralela al borde de la hoja.

1.2.4.2. Descripción taxonómica.

Reino: Plantae
Filo: Tracheophyta
Subfilo: Angiospermae
Clase: Magnoliopsida
Orden: Geraniales
Familia: Geraniaceae
Género: <i>Pelargonium</i>
Especie: <i>Pelargonium × hortorum</i>
Nombre Común: Geranio.

Taxonómicamente el geranio se clasifica dentro de la familia Geraniaceae Juss. Según distintos autores, esta familia incluye entre cinco y once géneros a los que pertenecen unas 750 especies (Zimmerman, 1998a). Los géneros más conocidos son *Erodium* y *Geranium* al nivel de plantas silvestres y *Pelargonium* en cuanto a plantas de jardines. Cuando nos referimos al geranio, en realidad, estamos hablando de numerosas especies y dos géneros distintos: *Pelargonium* y *Geranium*. Los nombres de estos géneros normalmente se confunden debido a que el término ‘geranio’ es el nombre común de ciertas especies de *Pelargonium*.

1.2.4.3. Origen y distribución.

Los miembros de la familia Geraniaceae se distribuyen por todo el mundo encontrándose desde en zonas frías hasta en zonas tropicales: Europa, la zona del Mediterráneo, Asia Central, Australia, África, Norte América, Centro América y Suramérica (Zimmerman, 1998a). En lo que se refiere al género *Pelargonium* más de un 90% de las aproximadamente 280 especies dentro del género son originarias de Sudáfrica (Fonteno, 1992; Laughner, 1993) mientras que las especies pertenecientes al género *Geranium* proceden principalmente de Asia Central. Las principales especies utilizadas para la obtención de los geranios zonales (*Pelargonium x hortorum*) se encuentran creciendo de forma natural en las provincias del este de Sudáfrica. En esta región, las lluvias son consistentes y se encuentra a mitad de camino entre las regiones de veranos extremos y de lluvias invernales (Geraniaceae is all around the world, 1999).

1.2.4.4. Aspectos botánicos.

Botánicamente la familia Geraniaceae está formada por plantas herbáceas, aunque pueden ser arbustos o medio arbustos con tallos gruesos y carnosos (Zimmerman, 1998a). Las plantas del género *Pelargonium* son plantas vivaces de follaje perenne (a diferencia de las plantas pertenecientes al género *Geranium*) semirresistentes, casi siempre arbustivas. Los geranios tienen una base leñosa pero los nuevos brotes son tiernos. En condiciones favorables pueden alcanzar más de un metro de altura. Hay algunas variedades llamadas ‘variedades enanas’ que no alcanzan más de 25 centímetros de altura y hay otros más pequeños llamados ‘miniaturas’. Toda la planta está cubierta por una fina capa pilosa (Alonso, 2002).

Los pelos glandulares del tallo, peciolo y hoja producen las características fragancias de terpenos de estas especies. El tallo es grueso, más ramificado en la base de la planta. Presenta parejas de estípulas verdes en forma de triángulos que se asume que son fotosintéticas y que se unen de forma persistente en la zona de la yema. Las hojas son gruesas con un aspecto aterciopelado. Pueden llegar a tener más de diez centímetros de envergadura, son palmeadas y tienen de tres a cinco lóbulos poco profundos con un borde ondulado. Se unen al tallo mediante un peciolo largo (Nessmann, 1998). La superficie de la hoja no es lisa, está curvada en la base haciendo que el agua se deslice hacia la parte

baja de la hoja donde se une con el peciolo. Las hojas se sitúan en el tallo de forma alterna en la parte superior y opuesta en la zona inferior (Zimmerman, 1998a). Las tonalidades verdes varían en función de la variedad y suelen tener una 'zona' característica en el centro del haz y paralela al borde de la hoja. A esta característica le debe su nombre el de geranio zonal (*Pelargonium x hortorum*). La banda es debida a la presencia de antocianinas y puede ser de color negro, castaño, rojo, bronce o carmín.

Las flores difieren de las de otros géneros porque son asimétricas, tienen los dos pétalos posteriores diferenciados de los tres pétalos anteriores. Además, el sépalo posterior está modificado de forma que se une con el pedicelo y forma el tubo nectario. Su longitud oscila entre unos pocos milímetros y varios centímetros y se utiliza como carácter diferencial (Anónimo, 2001). Las flores son hermafroditas en cuanto a reproducción y polinización (Zimmerman, 1998a). Tienen entre dos y siete estambres fértiles cuyos filamentos están unidos en la base (Zimmerman, 1998a) y cuyo número, curvatura y posición respecto a los estambres no fértiles también son caracteres identificativos. Cada una de las flores tiene un único estilo con un estigma de 5 lóbulos (Harney, 1976).

Las flores de *Pelargonium* son de tres tipos: simples, con 5 pétalos; semidobles que tienen de 6 a 15 pétalos y dobles donde se observan más de 16 pétalos (Horn, 1994). Los colores de flores son claros y brillantes con tonalidades muy variadas que incluyen el blanco, el crema, el naranja, el rosa, el salmón, el rojo, el malva, morado y combinaciones de estos. En muchas ocasiones poseen un color más intenso en el interior de los pétalos (Zimmerman, 1998b). Las flores se abren desde mayo hasta octubre sin ninguna interrupción (Nessmann, 1998). Los frutos tienden a curvarse en forma de pico y son esquizocarpos (Zimmerman, 1998a), es una forma de fruto entre dehiscente e indehiscente donde cada uno de los cinco mericarpos contiene una semilla.

1.2.4.5. Multiplicación y cuidados de *Pelargonium x hortorum*.

Comercialmente el geranio zonal (*Pelargonium x hortorum* Bailey) se produce de forma tradicional mediante esquejes. Los cultivares reproducidos vegetativamente, mediante esqueje, pueden ser diploides o tetraploides; sin embargo, la mayoría de los cultivares comercializados son tetraploides y la mejora de plantas se está centrando en ellos (Craig, 1993). Los países obtentores de estas variedades son principalmente EE.UU. y Alemania, pero generalmente las variedades se multiplican en países como Kenia, México y España. La mayoría de los geranios zonales son clones de híbridos y la multiplicación vegetativa permite mantener las características ornamentales de interés, como la presencia de flores dobles que se perderían al multiplicarlos mediante semillas. En estas empresas, las plantas madres se analizan mediante test específicos para asegurar que se encuentran libres de enfermedades y las plantas infectadas se sanean mediante cultivo de meristemos combinado con varios tratamientos (Alonso, 2002). La mayoría de las variedades de geranio enraízan fácilmente cuando se multiplican mediante esqueje.

Para aumentar el porcentaje de enraizamiento la base de los esquejes se impregna con hormonas como el ácido indolbutírico (Abo El-Nil, 1990).

Durante el período de crecimiento no requiere unas temperaturas determinadas, aunque el ideal se sitúa entre 16 y 20°C; por debajo de 12°C el crecimiento se ve reducido notablemente. En zonas frías hay que preservarlos del hielo cubriéndolos con cristal o plástico. En verano son necesarias temperaturas frescas (máximas de 28°C). La humedad relativa óptima se sitúa entre 60 y 80%, evitando valores mayores ya que aumenta el riesgo de enfermedades. El geranio es una planta que requiere grandes cantidades de luz para un buen desarrollo vegetativo y una floración abundante. Sin embargo, el rango de mejor asimilación está comprendido entre 30.000 y 45.000 lux. A partir de 60.000 lux es conveniente sombrear. El pH recomendado puede oscilar entre 5,8 y 6,5 (Calvo Vergés, 2001).

Con respecto a la fertilización, no se debe aportar un exceso de nitrógeno, ya que provocaría un desarrollo foliar importante, reduciendo la floración, por lo que buscaremos un equilibrio del orden 1-1-2 (Terol, 2015).

Esta planta requiere un sustrato que facilite la disponibilidad del agua, nutrientes aportados por fertirriego y que, además, permita un buen drenaje. Un sustrato adecuado puede estar compuesto por turba, arena y arcilla, con un pH de 6,5-7, al cual se le puede añadir alguna enmienda calcárea. La conductividad eléctrica de éste debe oscilar entre 1,5 a 3mS/cm (Lis-Balchin, 2002).

Según el estado de desarrollo y las condiciones ambientales en las que se encuentra el cultivo, se irán ajustando tanto la frecuencia como su dosis de riego a sus necesidades hídricas, en torno a unos 100-150 ml por planta en invierno y a 200-250 ml o más en verano (Lis-Balchin, 2002).

Para obtener un geranio más compacto y estéticamente atractivo para su venta, se aconseja regular su crecimiento, para ello se utilizan diferentes reguladores y técnicas para conseguir la apariencia deseada. Una posible opción es la técnica del pinzado manual o químico o el uso de ambas, se aconseja hacer el pinzado manual entre los 15-28 días posteriores a la plantación de la plántula. Por otro la aplicación de Ethephon, favorecerá una mayor ramificación de la planta y hará abortar las flores. No se aconseja aplicar la técnica del pinzado a partir de la segunda quincena de marzo, puesto que esto atrasa el momento de floración hasta 8 semanas. También para evitar tallos demasiado grandes en la planta, se utilizan otros reguladores de crecimiento, siendo el cloromequato (Lis-Balchin, 2002).

1.2.4.6. Plagas y enfermedades.

Las plagas más importantes que afectan al geranio incluyen los pulgones, la mosca blanca (*Aleyrodes*), trips y Tarsónomos (ácaros). Estas plagas son un problema porque aparte del daño que pueden causar, son potenciales transmisores de enfermedades producidas por patógenos como hongos, bacterias y virus. La forma más efectiva de

combatir el daño producido por insectos es seguir un cuidadoso programa de tratamientos preventivos y curativos mediante insecticidas (Ogleeve, 1998). Otras plagas que se alimentan de geranios son las larvas de mariposas: las noctuas deshojadoras y el taladro del geranio (*Cacyreusmarshalli* Butler). *Cacyreusmarshalli* (Figura 8) es un lepidóptero de la familia de los licénidos (*Lycaenidae*) propio de África del Sur (endémico de aquella área).

Las principales enfermedades son ocasionadas por bacterias y hongos, especialmente la podredumbre blanda (*Xanthomonascampestrispv. pelargonii* (Brow) Dye) y la verticilosis (*Verticilliumalboatrum*). Estos organismos bloquean el tejido conductivo y hacen que la traslocación de agua y nutrientes sea prácticamente imposible (Ogleeve, 1998). Otras enfermedades criptogámicas que afectan al geranio son la podredumbre gris causada por *Botrytis cinerea* y la roya del geranio producida por *Pucciniapelargonii-zonalis* Doidge que, aunque ocurren con menor frecuencia pueden causar grandes daños. *Botrytis* puede atacar tejido joven y producir la muerte de esquejes jóvenes y, además, puede propagarse varios centímetros a lo largo de tallos sanos si las esporas infectan a la planta (Ogleeve, 1998).

Los virus que principalmente infectan a geranio son: el carmovirus de la variegación infecciosa del *Pelargonium* (PFBV), el tombusvirus del rizado de la hoja del *Pelargonium* (PLCV), el carmovirus de la lineación del *Pelargonium* (PLPV), el ourmiavirus del punteado del geranio zonal (PZSV), el cucumovirus del mosaico del pepino (CMV), los nepovirus de los anillos del tomate (ToRSV) y de los anillos de tabaco (TRSV), el tobamovirus del mosaico del tabaco (TMV) y los tospovirus de los subgrupos I, II y III (Alonso et al, 1999).

FASES DE REALIZACIÓN Y SU CRONOGRAMA

2. FASES DE REALIZACIÓN Y SU CRONOGRAMA.

En la imagen 1, se muestra el cronograma donde se especifican las tareas realizadas a lo largo del ensayo, seguido de una explicación de cada una de las tareas.

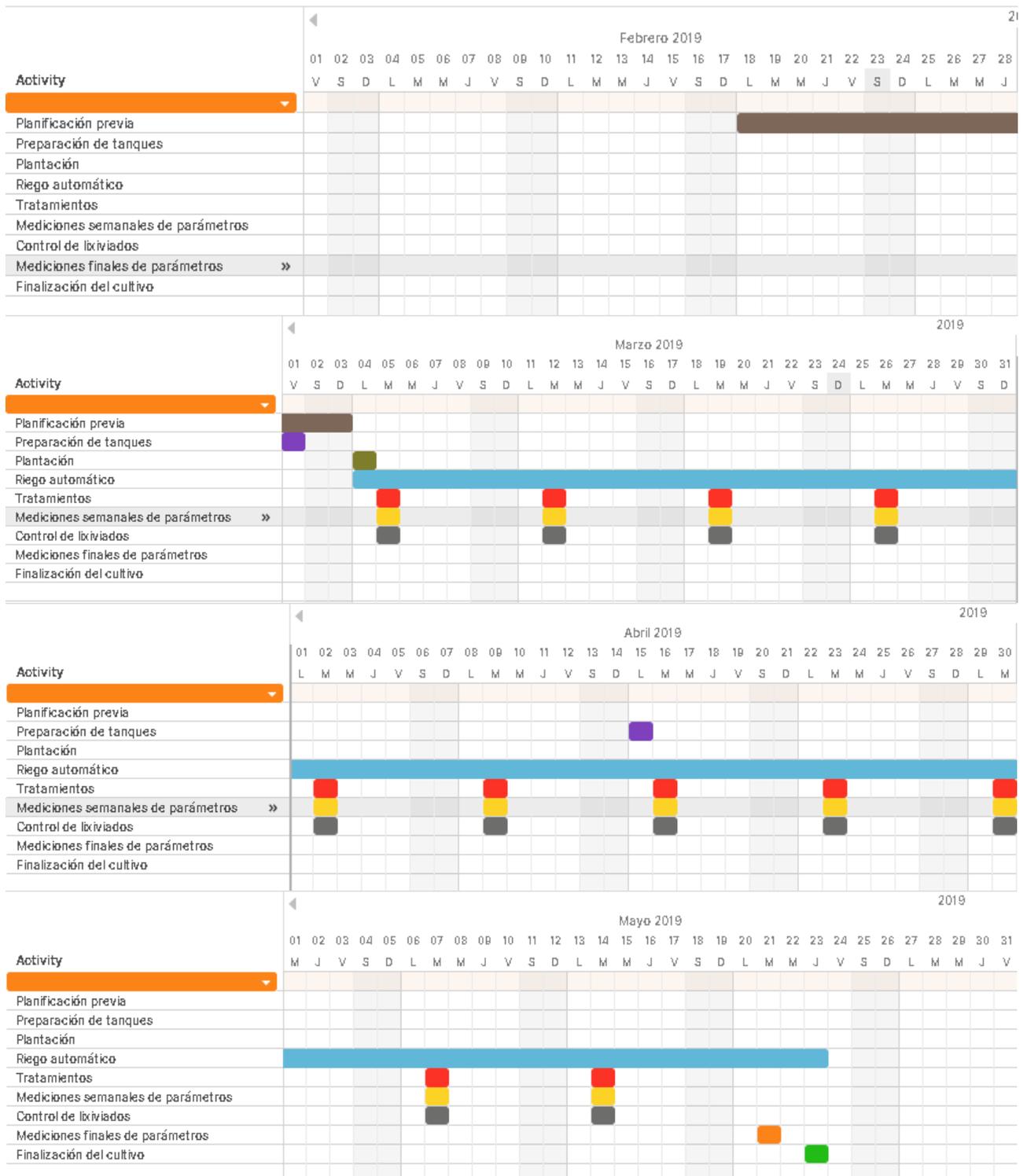


Imagen 1: Cronograma de labores realizadas en el ensayo.

- Antes de realizar la plantación del cultivo en el invernadero, se llevó a cabo una búsqueda de una variedad de geranio que tuviese floración tardía para hacer una prueba con productos que fomentan la floración. Una vez conocida la variedad de cultivo, se buscó información de cuidados y requerimientos de geranio. Se pidieron los maceteros, turba, perlita, fertilizantes, hidrolizados de microalgas y demás productos químicos empleados para el estudio.
- Previamente a la preparación de los tanques de fertirriego se comprobó el correcto funcionamiento de la máquina y de los goteros, además se tomaron muestras del agua corriente para hacer un análisis de su composición y finalmente poder calcular una solución nutritiva y poder prepararla en los tanques el día 01/03/2019.
- El día 04/03/2019 se preparó la mezcla de turba rubia y perlita en una proporción 70:30 (v/v) y se rellenaron los maceteros una vez hidratado el sustrato. Una vez con los maceteros en las mesas se trasplantaron esquejes enraizados de los geranios.
- Debido a un impedimento de la máquina de riego había que regar todos los días, por lo que dábamos riegos cortos de 1 min de unos 33ml al inicio del cultivo y luego se aumentó a 2 min de riego, unos 66ml de agua. Para controlar la falta o exceso de riego sobre el cultivo, cada martes se hacía una medición del lixiviado, comprobando que estuviera situado en un intervalo del 20-30% del total de agua suministrada.
- Cada martes se preparaban los distintos tratamientos, una disolución de 1 litro por tratamiento, éste se aplicaba por vía foliar de 6 a 15 aspersiones y por raíz, unos 50 ml de solución por planta. A su vez este día se medían los distintos parámetros como superficie de la hoja, altura, nº de hojas, nº de flores, nº de brotes y nº de inflorescencias de la planta.
- El día 23/05/2019 se finalizó con el ensayo, haciendo una última medición de los parámetros y separando tallo, raíz, hojas, flores y botones de cada planta para pesarlas y luego secarlas en la estufa.

EXPLICACIÓN DE LA INTEGRACIÓN DE LAS DIFERENTES COMPETENCIAS

3. EXPLICACIÓN DE LA INTEGRACIÓN DE LAS DIFERENTES COMPETENCIAS.

Se integran 4 de las competencias contempladas en la Orden CIN/323/2009:

E-CA02– Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de: Las bases de la producción vegetal, los sistemas de producción, de protección y de explotación.

Se cumple esta competencia ya que, previamente a la realización del ensayo se ha hecho un estudio exhaustivo de las necesidades para un correcto desarrollo del cultivo, así como sus necesidades hídricas, nutricionales, radiativas y marco de plantación.

E-CB04– Conocimientos básicos de la química general, química orgánica e inorgánica y sus aplicaciones en la ingeniería.

Esta competencia ha sido desarrollada al utilizar los conocimientos de química aprendidos en asignaturas del grado de Ingeniería Agrícola, como Química 1, Química 2 y Química Agrícola. Se han aplicado estos conocimientos a la hora de realizar una solución nutritiva, analizar las características del sustrato y preparado de las soluciones de aplicación foliar.

CTH01 – Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de Tecnología de la Producción Hortofrutícola: Bases y tecnología de la propagación y producción hortícola, frutícola y ornamental. Control de calidad de productos hortofrutícolas. Comercialización. Genética y mejora vegetal.

En el ensayo se han obtenido previamente los conocimientos necesarios para el correcto crecimiento para nuestra especie ornamental, así como el control de todos los parámetros de calidad que tiene que cumplir el cultivo a la hora de estar presente en su ámbito comercial. También se ha intentado mejorar la floración del geranio con la aplicación foliar y de fertirriego mediante fertilizantes biológicos.

CTH05 – Capacidad para conocer, comprender y utilizar los principios de Material vegetal: producción, uso y mantenimiento.

Además de conocer todos los requerimientos del cultivo para su correcto desarrollo, nos hemos ido adaptando a sus necesidades nutricionales, climáticas y de riego para ir aumentando la dosis conforme fueron aumentando las necesidades hídricas del cultivo por su tamaño y temperaturas diarias.

**ESPECIFICACIONES
Y REQUERIMIENTOS
TÉCNICOS**

4. ESPECIFICACIONES Y REQUERIMIENTOS TÉCNICOS.

4.1. Localización.

El ensayo objeto de estudio se ha llevado a cabo en la Cañada de San Urbano, en la provincia de Almería, concretamente en la Universidad de Almería, Carretera Sacramento 302 (36°49'36"N 2°24'17"W). La actividad ha tenido lugar en las instalaciones del invernadero perteneciente al Escuela de Ingeniería de la Universidad de Almería, donde se encuentran en conjunto con otros invernaderos destinados a investigación y docencia.



Imagen 2: Situación del invernadero de investigación del departamento de ornamentales (Fuente: Google Earth).

Los análisis se realizaron en el laboratorio 0.810 del edificio central, y perteneciente al grupo de investigación AGR- 242 (Sostenibilidad de sistemas protegidos hortícolas y ornamentales).

4.2. Instalaciones y equipos.

El invernadero en el cuál se realizó el ensayo es de tipo monotúnel, cuyo ancho es de 9,5m, un largo de 18m, con una altura de 4,3 metros, y una superficie de 170 m². Presenta una orientación Norte – Sur. Está compuesto por una cubierta policarbonato estratificado con fibra de vidrio transparente, cubierto por una malla de sombreado exterior, los laterales y el fondo sur son láminas metálicas opacas, mientras que el fondo norte está compuesto por fibra de vidrio semitransparente.



Imagen 3: Interior del invernadero monotúnel de investigación del departamento de ornamentales.

Con respecto a superficie donde se llevó a cabo el experimento, disponemos de 4 mesas de trabajo con unas dimensiones de 2m de ancho, 6 de largo y 80 cm de altura, durante la realización del ensayo solamente se ocupará una de ellas.



Imagen 4: Mesa de trabajo utilizada durante el ensayo.

Sistema de ventilación

El invernadero monotúnel presenta sistemas de ventilación activo. El sistema de ventilación del invernadero pasivo, está formado por una ventana lateral fija en la pared oeste y la parte activa, está formada por un extractor de aire en la pared norte, que se activa cuando la temperatura en el interior llega a 25°C.



Imagen 5: Sistema de ventilación activo, extractor de aire en la pared norte.

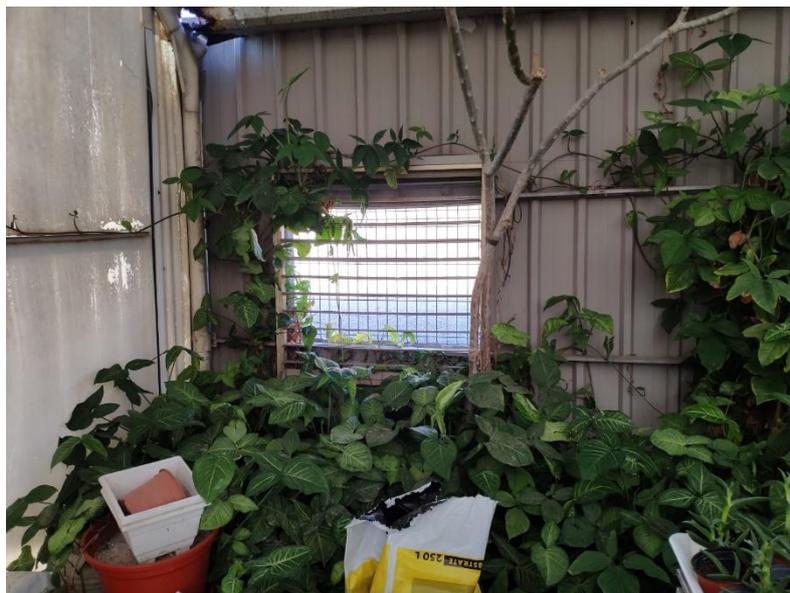


Imagen 6: Ventana lateral fija en la pared oeste.

Fertirrigación.

El invernadero contiene un sistema de fertirrigación compuesto por un programador Irritrol, modelo Rain Dial-R. Los tres tanques presentan 200 L de capacidad cada uno, éstos a su vez presentan una bomba que inyecta aire a presión para agitar la mezcla de los tanques de abonado. De los tanques de abonado, parten 3 tuberías hacia un sistema de goteros, de un caudal de 2 Lh^{-1} .



Imagen 7: Programador Irritrol, modelo Rain Dial-R.



Imagen 8: Tanques de fertirrigación de 200 L.



Imagen 9: Sistema de goteros.

4.3. Dosis y frecuencia de riego.

Se establecieron la misma dosis y frecuencia de riego para todos los tratamientos, en función de las necesidades del cultivo. Se establecieron riegos diarios a las 8:30 am de 1 min, de una dosis entre 33 ml de agua, además, cada martes de cada semana se añadían 50ml adicionales por planta de su tratamiento correspondiente. La dosis de riego fue ajustada, de tal manera que el drenaje no superase el 20-30% del total del agua aplicada.

A partir de la décima semana, debido al aumento de temperatura y tamaño de la planta sus necesidades hídricas se aumentaron, aumentando la dosis a 66 ml diarios.

4.4. Medio de cultivo.

Como medio de cultivo utilizamos una mezcla homogénea de dos sustratos, de turba rubia y perlita en una proporción 70:30 (v/v). Esta proporción de sustratos es utilizada para una buena aireación de la raíz, buen drenaje y una buena retención de humedad.

Como turba rubia, utilizamos BrillWPS F medio (sustrato de estructura media, compuesto de turba rubia, de 250L, fertilizado). Es un sustrato para macetas para una amplia gama de plantas ornamentales. Este sustrato presenta una alta estabilidad del sustrato, una mayor capacidad de rehumectación por el agente humectante, una alta

capacidad de aire y drenaje elevado. Su composición contiene 100% turba rubia, 1250 g de fertilizante NPK (14-16-18) / m³, oligoelementos y agente humectante. Con respecto a sus valores químicos presenta un valor de pH (CaCl₂) de 5,5-6,5, un contenido de sal de 1,0 g L⁻¹, Nitrógeno (N) de 175 mg L⁻¹, Fósforo, (P₂O₅) de 200 mg L⁻¹, Potasio, (K₂O) de 225 mg L⁻¹. Presenta una porosidad total de 90% (v/v). Este sustrato se recomienda para el cultivo en macetas > 9 cm de diámetro.



Imagen 10: Turba rubia, BrillWPS F medio.

Como perlita, utilizamos perlita expandida Projar, la cual se utiliza para mejorar la porosidad de la mezcla. Sus características son:

- Granlometría de 3 a 5 mm.
- Ph: 7.
- Volumen total de poros: 92 - 98%.
- Densidad: 85 kg/m³.

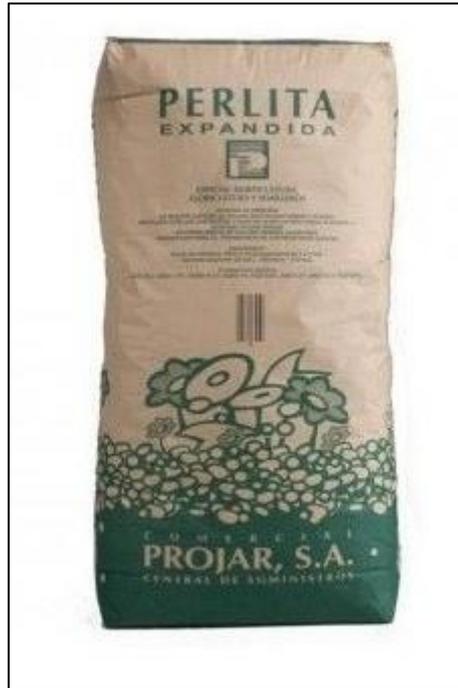


Imagen 11: Perlita Projar.



Imagen 12: Mezcla 70:30 (v/v) de sustratos.

Utilizaremos macetas Teku VCH 14, de anchura 14 cm, altura 12,2 cm y un volumen de 1,25 L.



Imagen 13: Macetero Teku VCH 14.

4.5. Productos biopotenciadores y nutricionales utilizados.

En el ensayo se utilizaron distintos tratamientos, todos con el objetivo principal de adelantar y/o mejorar la floración de las plantas de geranio. Cabe destacar que los productos utilizados han sido proporcionados por la empresa Biorizon Biotech, por lo que no podremos dar mucha información de la composición de algunos de ellos, por preservar los derechos sobre su formulación.

AlgaFert

El AlgaFert contiene *Spirulina*, una microalga con una elevada concentración de aminoácidos, polisacáridos, fitohormonas, oligoelementos y antioxidantes. Se trata de un abono orgánico totalmente inocuo, N:P:K 1:7:3 con aminoácidos y un pH de 5,5. La composición (% en peso) del AlgaFert se presenta en la tabla 3.



Imagen 14: Producto AlgaFert.

Tabla 3: Composición (% en peso) de AlgaFert.

N total 0,75%.
N orgánico 0,6%.
P ₂ O ₅ soluble en agua 7,40%.
K ₂ O soluble en agua 3,2%.
Aminoácidos libres 5,6%.
Vitaminas, pigmentos, minerales y ácidos grasos esenciales.

Especie Biorizon

Biorizon nos ha facilitado un producto experimental a base de una especie de microalga, que al igual que el AlgaFert contiene aminoácidos, polisacáridos, fitohormonas, oligoelementos y antioxidantes. No se ha suministrado más información, ya que está pendiente de registrarse.



Imagen 15: Producto Especie Biorizon.

Boratech

Boratech es una mezcla nutricional a base de Boro etanolamina, que presenta un pH de 8,3. El Boro presente en Boratech se encuentran en sus formas de mayor solubilidad y capacidad de asimilación por parte de los tejidos vegetales. Adicionalmente, los metabolitos que aporta la presencia del hidrolizado potencian la absorción de micronutrientes estimulando de forma inmediata las funciones fisiológicas en las que participan. La composición química del Boratech se presenta en la tabla 4.



Imagen 16: Producto Boratech.

Tabla 4: Composición (% en peso) de Boratech.

Boro (B) 6,0%.
Molibdeno (Mo) 2,0%.
Nitrógeno (N) orgánico 2,3%.
Aminoácidos libres 2,0%.

Microtech Flora

Microtech Flora es un abono con aminoácidos, que contiene como base principal el molibdeno (Mo) y presenta un pH de 3,0. La composición química de Microtech Flora se presenta en la tabla 5.



Imagen 17: Producto Microtech Flora.

Tabla 5: Composición (% en peso) de Microtech Flora.

Nitrógeno (N) total 1,0%.
Molibdeno (Mo) soluble en agua 5,0%.
Aminoácidos libres 2,8%.

Glucocomplex + Cu

Glucocomplex + Cu es una disolución líquida de cobre complejado por ácido heptagluónico. Presenta un intervalo de pH de estabilidad de la fracción complejada de 3-9. Su composición se basa en cobre (Cu) soluble en agua 5,5% p/p (complejado por ácido heptagluónico). Aún se encuentra en estado de experimentación. La composición química de Glucocomplex + Cu se presenta en la tabla.



Imagen 18: Producto Glucocomplex + Cu.

Florcuaje – Mo +B

Mezcla líquida de boro y molibdeno, enriquecido con fósforo asimilable. Ph 7,7.
La composición química de Florcuaje – Mo +B se presenta en la tabla 6.



Imagen 19: Producto Florcuaje – Mo +B.

Tabla 6: Composición (% en peso) de Florcuaje – Mo +B.

Pentóxido de Fósforo (P_2O_5) soluble en agua: 9,5%.
Molibdeno (Mo) soluble en agua 10%.
Boro (B) soluble en agua: 8%.

4.6. Tratamientos.

En el ensayo han sido realizados un total de 8 tratamientos, en los que para cada uno de ellos se han usado un total de 12 repeticiones, utilizando un total de 96 plantas. Cada uno de los tratamientos estaban compuestos por:

- Tratamiento 0 (TC): Agua con macros.
- Tratamiento 1 (TCMic): Agua con macros y micros.
- Tratamiento 2 (TAMic): Agua con macros y micros + Algafert (5mL^{-1}).
- Tratamiento 3 (TBMic): Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5mL^{-1}).
- Tratamiento 4 (TBB): Agua con macros + Boratech (1mL^{-1}).
- Tratamiento 5 (TBMo): Agua con macros + Microtech Flora-Mo (1mL^{-1}).
- Tratamiento 6 (TBCu): Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1mL^{-1}) + Algafert (5gL^{-1}).
- Tratamiento 7 (TCMoB): Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1mL^{-1}).

Cada tratamiento era aplicado al cultivo correspondiente semanalmente, cada martes entre las 8 y 9 de la mañana tanto por riego manual como por vía foliar. Se hacía un preparado de solución de 1L de cada tratamiento y se vertían 50ml de solución por cada planta. Con respecto a la aplicación foliar, se aplicaba con un spray de aproximadamente 1ml por aplicación, al inicio del cultivo se hacían 6 aplicaciones por planta, aumentándolas progresivamente conforme aumentaba el tamaño del cultivo hasta llegar a 15 aplicaciones.

4.7. Elaboración de solución de fertirriego.

La solución nutritiva ideal para el cultivo de geranios presenta unas concentraciones de 0,52, 7,14, 0,71, 1, 2,99, 2,49, y 1,16 mmol L^{-1} de H_2PO_4^- , NO_3^- , NH_4^+ , SO_4^{2-} , K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} , respectivamente.

Tabla 7: Cálculo de solución nutritiva.

	Aniones (mmol L ⁻¹)					Cationes (mmol L ⁻¹)					pH	CE
	NO ₃ ⁻	H ₂ PO ₄ ⁻	SO ₄ ²⁻	HCO ₃ ⁻	Cl ⁻	NH ₄ ⁺	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	Na ⁺		
Agua de riego	0,06	0,00	0,39	2,2	7,78	0,00	0,09	1,37	1,29	5,65		
Solución ideal	7,14	0,52	1	0,5		0,71	2,99	2,49	1,16	0		
Ap. previstos	7,08	0,52	0,61	-1,7		0,71	2,9	1,12	-0,3			

Una vez ajustados los nutrientes, la solución nutritiva estándar que se aplicó finalmente fue de unas concentraciones de 0,52, 6,16, 0,702, 1, 3,31, 2,57 y 1,29mmol L⁻¹ de H₂PO₄⁻, NO₃⁻, NH₄⁺, SO₄²⁻, K⁺, Ca²⁺ y Mg²⁺, respectivamente.

La solución nutritiva se realizó con los fertilizantes que se muestran en la tabla 8.

Tabla 8: Fertilizantes utilizados.

Fertilizantes líquidos:	
Ácido Nítrico (HNO ₃)	69% de riqueza
	1,35 g cm ⁻³ de densidad
Ácido Fosfórico (H ₃ PO ₄)	85% de riqueza
	1,6 g cm ⁻³ de densidad
Fertilizantes sólidos:	
Nitrato Potásico (KNO ₃)	13% de N
	46% de K ₂ O
Microelementos	7% de Fe
	4,5% de Mg
	0,2% de Zn
	0,2% de Cu
	0,3% de Mo

	0,2% de B
Nitrato Cálculo ($\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$)	15,56% de N
	26,5% deCaO
Nitrato Amónico (NH_4NO_3)	35% de N
Sulfato Potásico (K_2SO_4)	54,4% deK ₂ O
	45,8 % de SO ₃

Con respecto a las cantidades de fertilizante utilizadas para cada tanque de 200 L fueron las siguientes: 8,84mL de H_3PO_4^- , 19,65mL HNO_3 , 44,32 gr de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, 40,87 gr de KNO_3 , 8,11grde NH_4NO_3 y 21,66gr de K_2SO_4 . De los 3 tanques utilizados para fertirrigación, solamente dos llevaban micronutrientes, una cantidad de 4gr por tanque.

4.8. Parámetros evaluados.

4.8.1. Parámetros ambientales.

Los parámetros ambientales (temperatura, humedad relativa y radiación) se registraron usando varios sensores de medida.

La temperatura y humedad relativa se registraron cada 15 minutos por medio de un equipo de adquisición de datos climáticos HOBO Data Logger, modelo H8 RH/Temp/Light/External H08-004-02 de cuatro canales. El equipo tiene una capacidad de registro de 7943 medidas y está alimentado por una batería. La temperatura de sustrato se midió mediante una sonda TMC6-HA.

El hobo se situó sobre la mesa donde se tenía el ensayo, a la altura media del cultivo. El rango de trabajo es de 19.98 °C a 70.08 °C para temperaturas ambientales, con una precisión de 0.7 °C, y de -40 a 100.11 °C para temperaturas del sustrato, con una precisión de 0.5 °C. Para la humedad relativa, el rango de trabajo está entre 0 y 95 %.



Imagen 20: HOBO.

Radiación global recibida por el cultivo (Rad Global int).

Para medir la radiación PAR recibida por el cultivo, se midieron la radiación interna y externa a las 12 horas solar con un luxómetro BREMI BRI 5029. Con los valores de radiación obtenidos con el luxómetro se calculó el coeficiente de transmisión de cubierta:

$$\text{Coeficiente de transmisión de cubierta} = \frac{\text{Radiación Interna (Lux)}}{\text{Radiación Externa (Lux)}}$$

Los datos de radiación global externa se obtuvieron de la estación meteorológica del IFAPA de Almería, aplicando el coeficiente de cubierta obtenido, se calculó la radiación global recibida por el cultivo, representado en la Tabla 13.

$$\text{Radiación Global interna (MJm}^{-2}\text{día}^{-1}) = \text{Radiación Global externa (MJm}^{-2}\text{día}^{-1}) * \text{coef. de transmisión de cubierta} \div 100$$



Imagen 21: Luxómetro.

Al finalizar el ensayo se procesaron los datos registrados de temperatura, humedad y radiación, calculando los valores medios, máximos y mínimos por quincenas, que se presentan en las siguientes tablas:

Tabla 9: Valores medios de la temperatura media (T_m), máximas ($T_{m\acute{a}x}$) y mínima ($T_{m\acute{m}}$) durante el ensayo.

Días	T_m (°C)	$T_{m\acute{a}x}$ (°C)	$T_{m\acute{m}}$ (°C)
5-15 Marzo	18,34	29,49	16,31
16-31 Marzo	17,00	27,95	15,01
1-15 Abril	17,54	27,85	13,86
16-30 Abril	18,84	29,89	16,32
1-15 Mayo	22,16	32,85	20,28
16-22 Mayo	21,98	30,62	21,12

Tabla 10: Valores medios de la humedad relativa media (HRm), máxima (HRmáx) y mínima (HRmín) durante el ensayo.

Días	HRm (%)	HRmáx(%)	HRmín (%)
5-15 Marzo	63,85	74,74	40,87
16-31 Marzo	63,11	74,22	39,28
1-15 Abril	64,65	73,65	41,75
16-30 Abril	64,24	74,17	42,04
1-15 Mayo	61,87	73,80	40,26
16-22 Mayo	63,46	73,61	45,73

Tabla 11: Valores de radiación externa (Rext), radiación interna (Rint) medidos con el luxómetro y coeficiente de transmisión de cubierta (%trans cubierta) calculado.

Días	Hora solar	Rext (lux)	Rint	%trans cubierta
6	12:00	73200	4000	5,46
26	12:00	74200	4780	6,44
41	12:00	77300	5900	7,63
59	12:00	76400	6400	8,38

Tabla 12: Valores medios de la radiación global media, máxima y mínima externa, durante el ensayo. cuidado no son valores internos del invernadero, son los datos externos.

Día	Radiación Global med (MJm ⁻² día ⁻¹)	Radiación Global máx (MJm ⁻² día ⁻¹)	Radiación Global mín (MJm ⁻² día ⁻¹)
5-15 Marzo	18,93	21,4	14,4
16-31 Marzo	18,64	23,9	3,2
1-15 Abril	22,71	26,5	13
16-30 Abril	21,02	28,4	5,2
1-15 Mayo	26,31	30,1	15,2
16-22 Mayo	27,06	29,7	19,5

Tabla 13: Radiación global recibida por el cultivo (Rad Global int) calculada mediante la radiación global media y el % de transmisión de cubierta.

Día	Radiación Globalmedext(MJm-2día-1)	%trans cubierta	Rad Global int (MJ/m2día)
5-15 Marzo	18,93	5,46	1,03
16-31 Marzo	18,64	6,44	1,20
1-15 Abril	22,71	7,63	1,74
16-30 Abril	21,02	8,38	1,76
1-15 Mayo	26,31	8,38	2,20
16-22 Mayo	27,06	8,38	2,27

Cálculo del DPV.

A partir de la Tm y HRm medidas anteriormente, podemos calcular el déficit de presión de vapor (DPV). En primer lugar, se procederá a calcular la presión de saturación (es) y la presión de vapor de agua, utilizando las fórmulas siguientes:

$$es = 0,61078 \exp \left[\frac{17,269 * T}{(T + 237,3)} \right]$$

$$ea = \left(\frac{HR}{100} \right) * es$$

$$DPV = es - ea$$

Tabla 14: Valores medios de la humedad relativa media (HRm), temperatura media (Tm), presión de vapor de saturación (es), presión de vapor de agua (ea) y déficit de presión de vapor (DPV), durante el ensayo.

Días	Tm (°C)	HRm (%)	es (kPa)	ea (kPa)	DPV (kPa)
5-15 Marzo	18,34	63,85	2,11	1,35	0,76
16-31 Marzo	17,00	63,11	1,94	1,22	0,71
1-15 Abril	17,54	64,64	2,00	1,30	0,71
16-30 Abril	18,84	64,24	2,17	1,40	0,78

1-15 Mayo	22,16	61,87	2,67	1,65	1,02
16-22 Mayo	21,98	63,46	2,64	1,68	0,96

4.9. Medidores Ph y CE.

Antes de calcular la solución nutritiva se realizó un análisis de agua, una vez preparada se midieron los niveles de pH y CE de la solución.

Para determinar el pH se utilizó un pHmetro de campo manual modelo pHTestr30. Calibración de tres puntos, exactitud de ± 0.01 pH, y despliegue simultáneo de temperatura, muestra el pH con un rango comprendido entre -1 y 15. Mide también la temperatura con un rango de 0 a 50°C.

Para determinar la CE se utilizó un conductivímetro modelo ECTestr 11+ multirango. Con un rango de 0 a 200.0 μS , 0 a 2000 μS ; 0 a 20.00 mS, una resolución de 0.1 μS , 1 μS ; 0.01 mS y exactitud de $\pm 1\%$. Además, muestra la temperatura de 0 a 50°C, resolución de 0.1°C, exactitud de $\pm 0.5^\circ\text{C}$.



Imágenes 22 y 23: pHmetro pHTestr30 y conductivímetro ECTestr 11+ (Fuente: OAKTON).

4.10. Materiales de laboratorio.

Balanza de precisión

Balanza marca COBOS serie CB-MAX, modelo M5-1000 y con un rango de medida de 0,1 a 1000 g, con una sensibilidad de 0,005 g.



Imagen 24: Balanza COBOS (M5-1000).

Estufa

Estufa Nüve FN500 con corriente de aire forzado a 60 – 70°C para secado de cultivo, pero un rango de temperatura +5°C a 250°C, con capacidad de 120L. Sensibilidad térmica $\pm 1^\circ\text{C}$, con temporizador de 1 min a 999 minutos o modo continuo.



Imagen 25: Estufa Nüve FN500.

Estufa

Estufa de secado y esterilización SELECTA, modelo Dry-Big 400 L, 230/400V III fases, con circulación por aire forzado, regulación y lectura digital de temperatura y tiempo. Rango de temperatura regulable desde 40°C hasta 250°C con estabilidad de $\pm 0,25^\circ\text{C}$, resolución de 1°C y un error de consigna de $\pm 2,5\%$ a temperatura de trabajo.



Imagen 26: Estufa SELECTA (Dry-Big).

4.11. Parámetros de crecimiento de la planta.

La especie seleccionada fue *Pelargonium x hortorum*, variedad Niklas, la cual tiene dificultad a la hora de florecer en el periodo comercial del geranio. Fue proporcionada por la empresa “Plantas de Andalucía”.



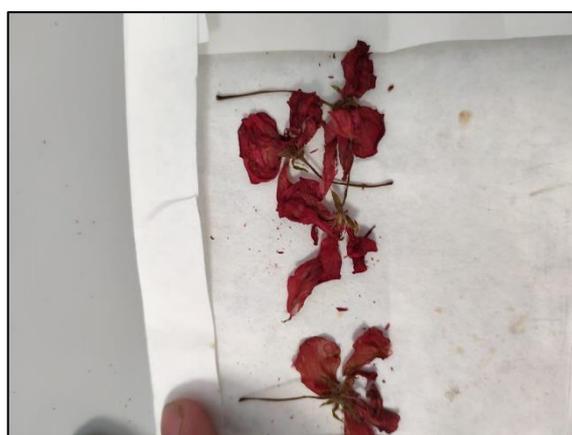
Imagen 27: Plantas de *Pelargonium x hortorum*, variedad Niklas.

Los parámetros de crecimiento se midieron una vez por semana durante 12 semanas, aproximadamente periodo en el que alcanzó el tamaño comercial de este cultivo. Para ello tomamos los datos iniciales de altura, número de hojas, superficie foliar y peso fresco y seco de raíz (Separando previamente del sustrato), tallo y hojas.



Imagen 28: Toma inicial de datos del cultivo.

Además de las mediciones mencionadas, se fueron contando brotes, flores, inflorescencias y se pesaron hojas con apariencia de marchitarse y flores totalmente abiertas para que no se perdiesen. Posteriormente se procedía a su secado en estufa y pesado en seco. Se introdujeron en una estufa Nüve FN500 con corriente de aire forzado a 60 – 70 °C durante 48 horas.



Imágenes 29,30,31 y 32: Pesado de flores en fresco, preparación de sobre con papel de filtro, secado de flores en estufa y flores secas.

Una vez terminado el proceso de cultivo se midieron los parámetros finales, además del diámetro de la planta. Para el secado final de producto vegetal debido a su gran volumen, fue secado en una estufa SELECTA (Dry-Big). Por último, se pesó el material vegetal seco para obtener el peso seco (PS). A partir del PF y del PS total de la planta (tallo, raíz, hojas, flores y botones) se calculó el contenido en agua con la siguiente fórmula:

$$\text{Contenido en agua (\%)} = \frac{\text{PF} - \text{PS}}{\text{PF}}$$

La superficie de las hojas de geranio, debido a su forma característica, se calcularon siguiendo la fórmula propuesta por (Giuffrida et al., 2011):

$$\text{Superficie} = \text{N}^\circ \text{ Hojas} \times (0,07 + 0,68 \times \text{Ancho Hoja} \times \text{Largo Hoja})$$

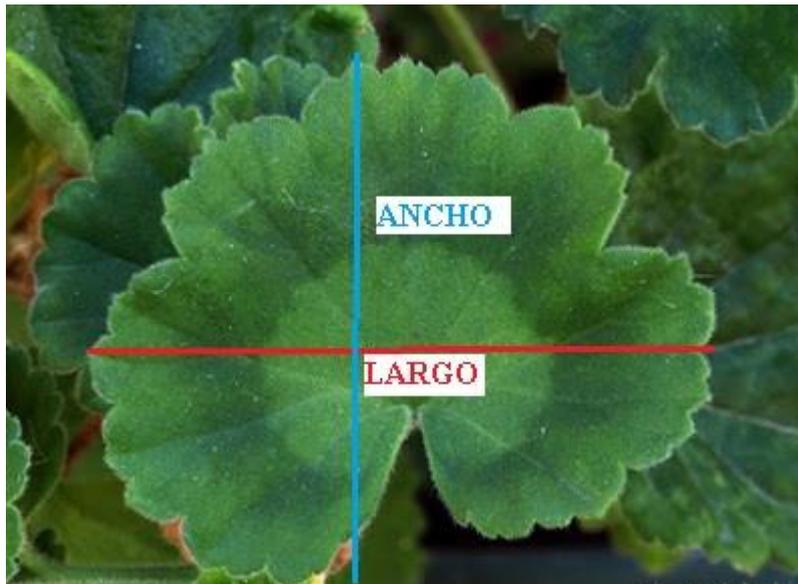


Imagen 33: Hoja de geranio.

4.12. Programa estadístico.

El programa estadístico utilizado para el análisis de los datos del ensayo es Statgraphics Centurion 18. Es una herramienta de análisis de datos que combina una amplia gama de procedimientos analíticos con gráficos interactivos para proporcionar un entorno integrado de análisis que puede ser aplicado en cada una de las fases de un proyecto.

Incluye funciones estadísticas avanzadas, capaces de proporcionar rigurosos análisis propios de los profesionales estadísticos más exigentes y experimentados, y al mismo tiempo ofrece una interface muy intuitiva.



Imagen 34: Programa estadístico Statgraphics Centurion 18.

RESULTDOS Y DISCUSIÓN

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

5.1. Evaluación técnica de los tratamientos problemáticos.

5.1.1. Problemas con el tratamiento TBB (Agua con macros + Boratech).

La empresa que nos cedió este producto nos recomendó una dosis de 1mL^{-1} . El principal problema fue que, tras la segunda aplicación de este tratamiento, las 12 plantas de éste presentaron quemaduras en el borde de las hojas, visibles en la tercera semana del cultivo. Debido a este incidente, la empresa nos sugirió que solamente lo aplicásemos por riego y dejáramos su aplicación foliar. Algunas plantas fueron afectadas más que otras en gran medida, hasta llegar incluso a frenar su crecimiento, aborto de botones florales y pérdidas de hojas quemadas. A pesar de los problemas causados, las plantas continuaron su crecimiento y pudieron florecer, aunque la mayoría mostraban al final del cultivo quemaduras en las hojas.

Además, visualmente la parte aérea de tratamiento TBB parecía más endeble que cualquier otro tratamiento. También se observaron diferencias con los demás tratamientos en la raíz, presentando menos firmeza y desarrollo. Esto afecta a la comercialización de las plantas haciéndolas prácticamente inservibles. Puede ser causado por una alta dosis de boro que ha dado lugar a una toxicidad de la planta, además de las quemaduras. Un síntoma visible de los más comunes en las plantas expuestas a un exceso de boro es la presencia de quemaduras, como las que aparecen como parches necróticos a menudo en los bordes de las hojas (Eaton, 1944; Bennett et al, 1999). La alta concentración de boro se mantiene en el xilema y por tanto se va acumulando donde terminan los vasos del xilema.

La toxicidad por boro también queda reflejada en los daños que se producen a nivel celular y vascular. En los últimos años se han publicado artículos donde describen como el boro afecta a la anatomía de las hojas y la ultraestructura de los cloroplastos. Dos de los artículos más interesantes a este respecto han sido realizados por Papadakis y sus colaboradores que estudiaron como afecta el boro en plantas de mandarina “Clementina” (Papadakis y col., 2004a) y naranja “Navelina” (Papadakis y col., 2004b) regadas con una solución nutritiva que contenía una concentración de boro de $2,5\text{ mg L}^{-1}$. Estos autores estudiaron la anatomía de las hojas del mandarina “Clementina” realizando cortes transversales y observándolos al microscopio. En el tratamiento control ($0,25\text{ mg L}^{-1}$) las láminas de las hojas exhibieron la anatomía típica de los cítricos (Imagen 36.A)

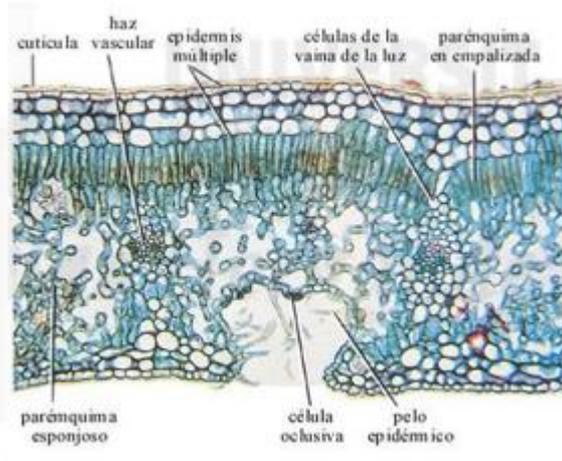


Imagen 35: Esquema modelo de la ultraestructura de una hoja.

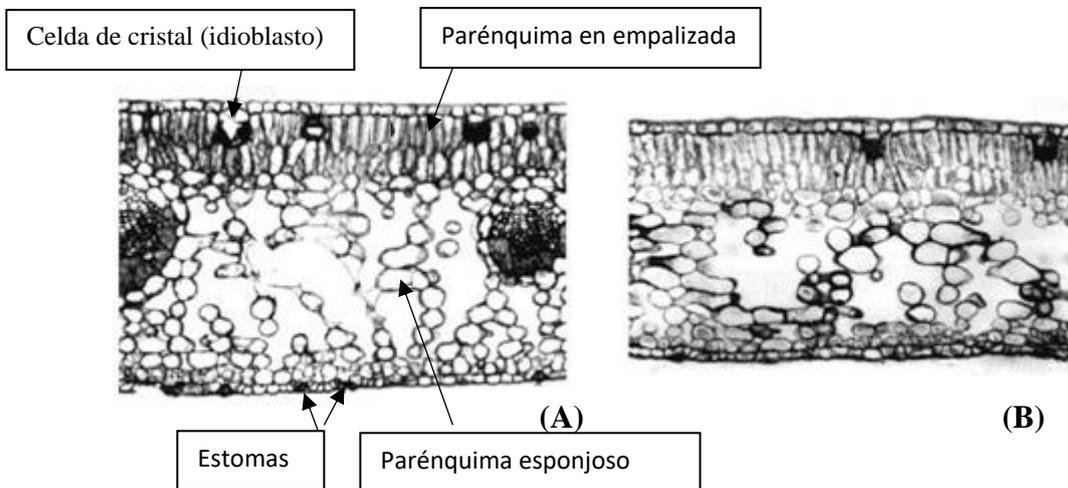


Imagen 36: Micrografías de luz de secciones transversales de hoja de mandarina “Clementina” cultivadas con $0,25 \text{ mg L}^{-1}$ de boro (A) y $2,50 \text{ mg L}^{-1}$ de boro (B). Fuente: (Papadakis et al, 2004).

En la imagen 36 (A), se observa una epidermis superior de células grandes y una inferior de células pequeñas y en la parte intermedia encontramos el mesófilo formado por el parénquima en empalizada y el esponjoso. El parénquima en empalizada se compone de dos capas de células alargadas con pequeños espacios intercelulares. Las células del parénquima esponjoso tienen forma irregular, dando lugar a espacios intercelulares muy grandes, que contienen haces vasculares de distintos tamaños. En la zona entre la epidermis superior y el parénquima de empalizada, se encuentran grandes células idioblásticas en cuyo interior se encuentran cristales romboédricos individuales de oxalato de calcio, distribuidas de forma irregular. La anatomía del mesófilo en hojas de plantas con exceso de boro ($2,5 \text{ mg L}^{-1}$ de B), sufrió alteraciones notables (Imagen 36

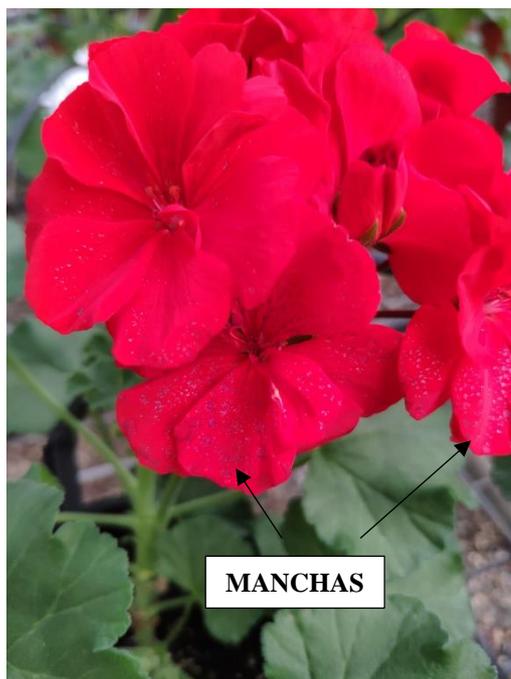
(B), particularmente en lo referente al espesor del parénquima esponjoso (mucho menor), al grosor de la cutícula (más alto), a la densidad de las células idioblásticas (inferior), a la densidad de estomas (inferior) y al contenido de las células del mesófilo (desorganizados). Todo esto muestra resultados con gran similitud a los resultados de nuestro ensayo con el tratamiento TBB, por lo tanto, la endebilidad y poco grosor de las hojas de *Pelargonium x hortorum*.



Imágenes 37 y 38: Quemaduras en el borde de las hojas de geranio.

5.1.2. Problemas con el tratamiento TBCu (Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1mL⁻¹) + Algafert (5gL⁻¹)).

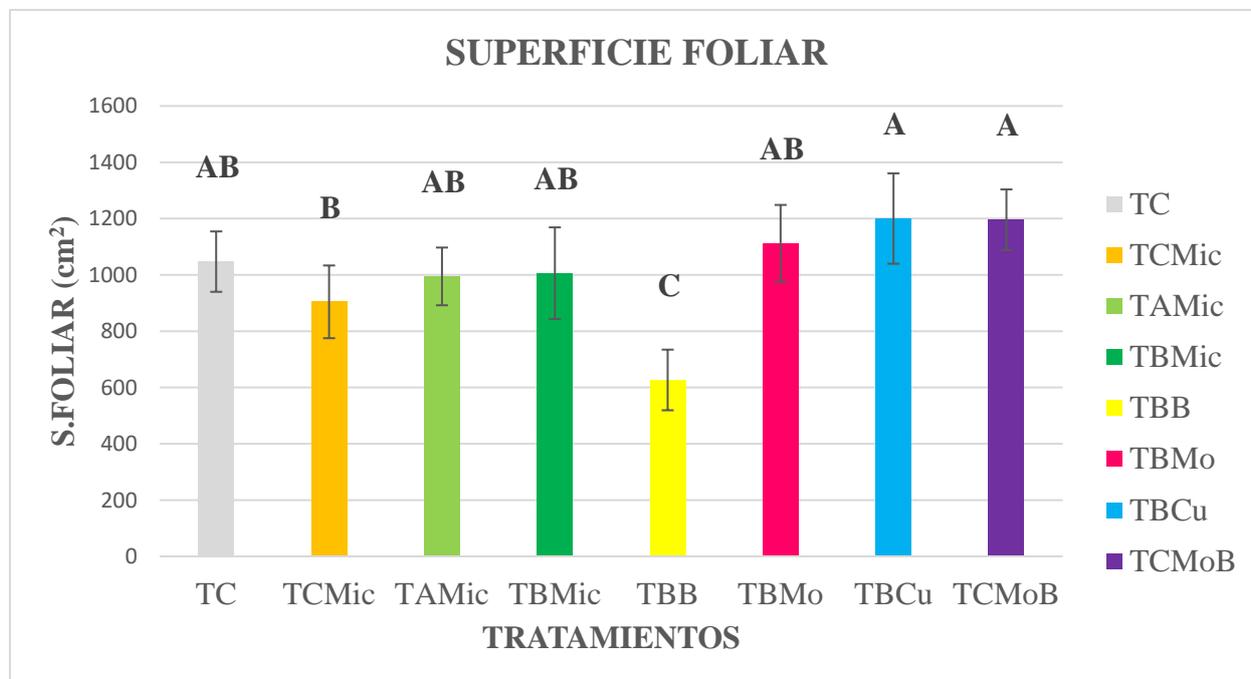
Durante el crecimiento vegetativo de las plantas, la aplicación del tratamiento TBCu no ha presentado problemas. Sin embargo, en el periodo de floración, algunas flores quedaron marcadas con las gotas de la solución, con un tono gris azulado. Este problema afectaría a la comercialización del cultivo, prácticamente dejándolo sin ningún valor.



Imágenes 39 y 40: Manchas en las flores de geranio.

5.2. Análisis de las mediciones.

5.2.1. Superficie foliar por planta (cm²) al final del cultivo.



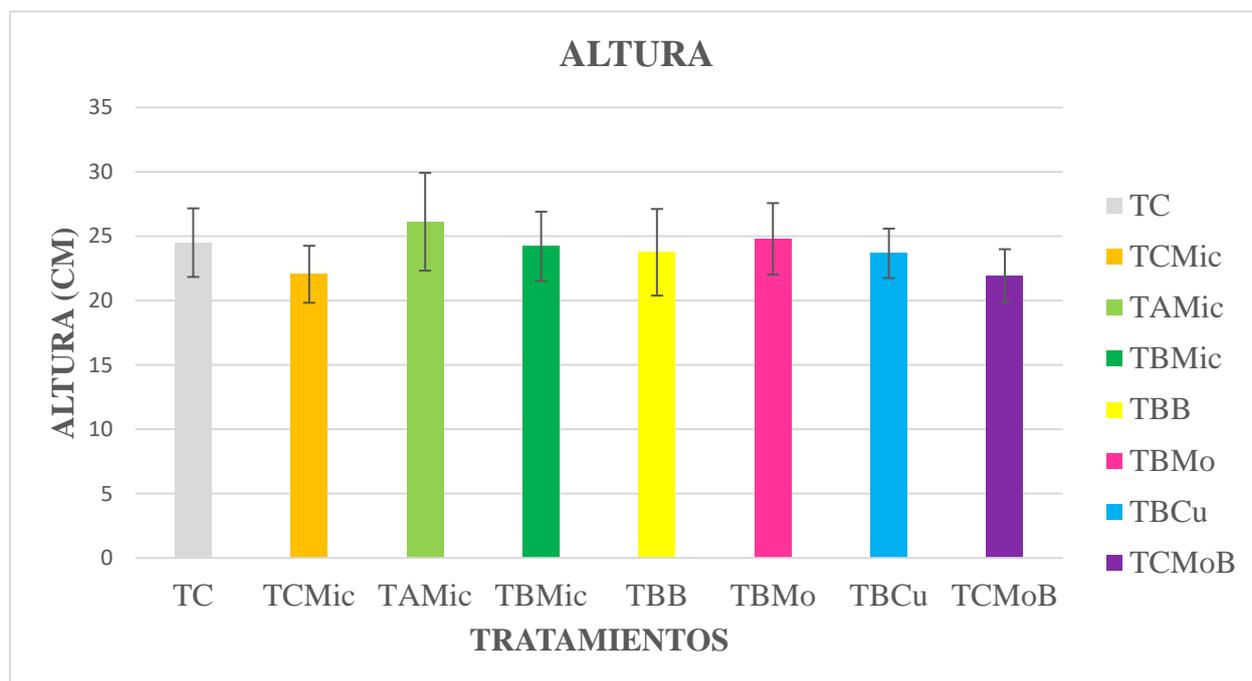
Gráfica 2: Superficie foliar por planta (cm²) al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algafert (5mlL⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5mlL⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1mlL⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1mlL⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1mlL⁻¹) + Algafert (5gL⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1mlL⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 2 se observan las superficies foliares finales del cultivo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, obteniendo el valor máximo en 1200cm², correspondiente a TBCu, y el valor mínimo en 627cm², correspondiente a TBB, es decir, una diferencia de aproximadamente del 50%. Para establecer diferencias entre tratamientos, los dividiremos en 4 grupos de mayor a menor superficie foliar: En el primer grupo nos encontramos con los tratamientos con mejores resultados, TBCu y TCMoB, con 1200 y 1196 cm² respectivamente, con prácticamente la misma superficie foliar. En el segundo grupo abarca un mayor número de tratamientos, TBMo, TBMic, TC y TAMic con valores 1112, 1006, 1047 y 995 cm² respectivamente. En el tercer grupo se encuentra el tratamiento TCMic con 904 cm² y muy por debajo en el cuarto grupo TBB con 627cm².

Con respecto a los tratamientos control TC y TCMic, los tratamientos del primer grupo TBCu y TCMoB han obtenido mejores resultados que para el control TCMic, sin embargo, no los hubo para el control TC, siendo un 25% mejor sobre TCMic. Cobre, molibdeno y boro son micronutrientes esenciales para la planta y tienen un papel crucial en el crecimiento y rendimiento de la planta (Naqib y Jahan, 2017, Singh et al., 2015). En un ensayo realizado por los investigadores Singh et al., (2015), en el que se quería estudiar el efecto de la aplicación foliar de zinc y cobre sobre el crecimiento y floración del Gladiolo, obtuvieron un aumento del índice de área foliar con la aplicación conjunta de Zn 0.4 % + Cu 0.2 % comparada con el control.

Los tratamientos TBMo, TBMic y TAMic han obtenido básicamente los mismos valores de superficie foliar que el tratamiento control TC, sin diferencias significativas sobre el tratamiento control TCMic. Por último, el tratamiento TBB ha obtenido un resultado peor que los dos tratamientos control un 43% por debajo de TC y un 33% por debajo de TCMic. Estos malos resultados para el tratamiento TBB pueden deberse a una concentración alta de aplicación de boro, ya que estos resultados están en concordancia con los resultados obtenidos por Simón (2015). El objetivo del ensayo de Simón (2015) consistía en conocer la tolerancia relativa al exceso de boro de los portainjertos de cítricos. El portainjerto citrange Carrizo se sometió a tres concentraciones distintas de boro, comenzando por las plantas control (sin exceso de boro en la solución nutritiva), los tratamientos con boro afectaron a las plantas de citrange Carrizo, ya que después de 83 días de riego con exceso de B, las plantas citrange Carrizo redujeron su superficie foliar en un 32% y 78% para 5 y 10 mg L⁻¹ de B.

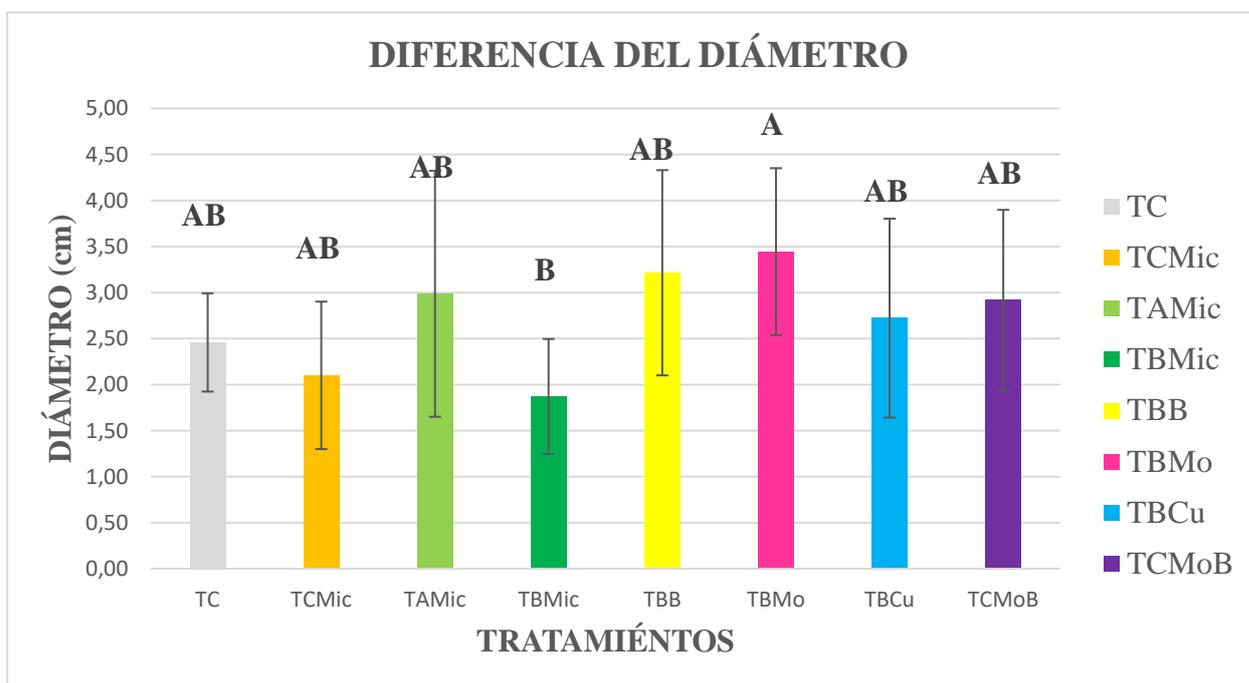
5.2.2. Altura de la planta al final del cultivo.



Gráfica 3: Altura de la planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L^{-1}), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L^{-1}), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L^{-1}), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L^{-1}), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L^{-1}) + Algefert (5g L^{-1}), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L^{-1}). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 3 se presenta las alturas finales del cultivo. Se observa que no existen diferencias significativas entre tratamientos, el valor máximo fue de 26,13 cm para el tratamiento TAMic y el valor mínimo de 21,91cm para el tratamiento TCMoB.

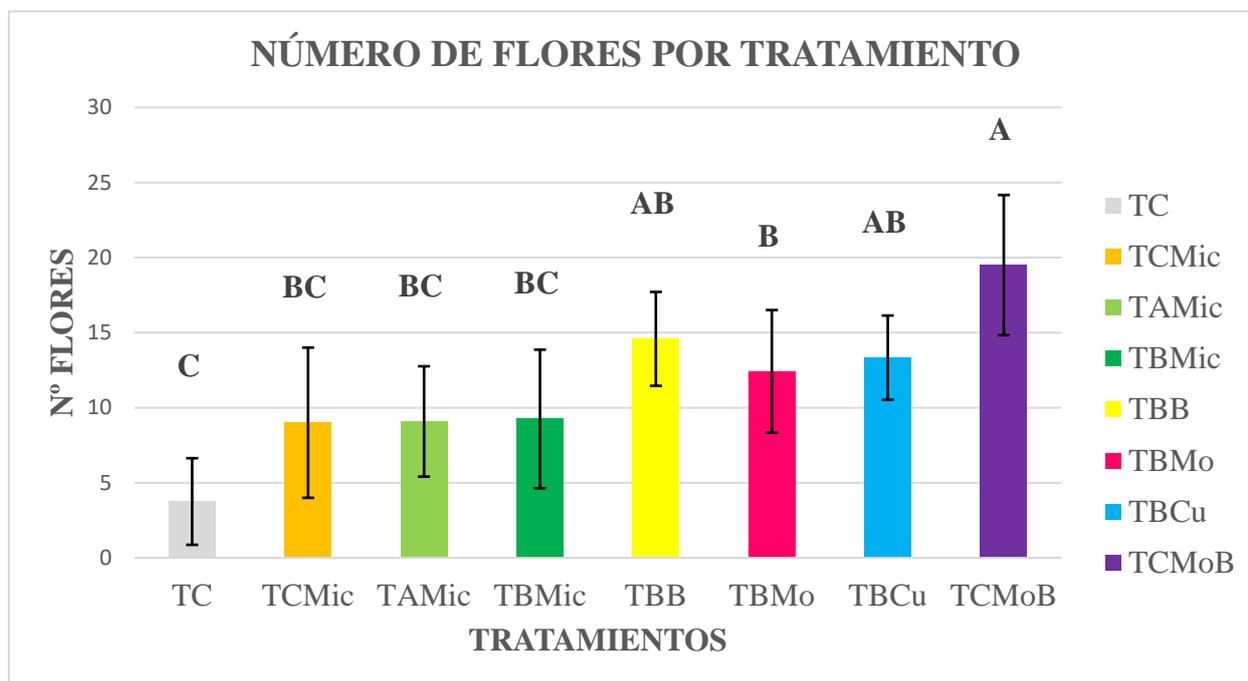
5.2.3. Diferencias del diámetro final de la planta.



Gráfica 4: Diferencias del diámetro final de la planta. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algaferf (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algaferf (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 4 se observan las diferencias del diámetro final de la planta. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, se obtuvo un valor máximo de 3,44 cm para el tratamiento TBMo y un valor mínimo de 1,87cm para el tratamiento TBMic. Estos datos representan que, a menor diferencia de diámetro, la planta tiene un crecimiento más homogéneo. Los datos obtenidos muestran que no habría diferencias significativas entre los tratamientos control y los demás tratamientos. Existen diferencias significativas entre el tratamiento TBMo y TBMic, ya que el tratamiento TBMo tiene una diferencia de diámetro del 54% con respecto a TBMic, es decir, las plantas del tratamiento TBMic son un 54% más homogéneas que TBMo.

5.2.4. Número de flores por planta totales.



Gráfica 5: Número de flores por planta totales. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algefert (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (p≤0.05).

En la gráfica 5 se presenta el número de flores por planta que ha obtenido cada tratamiento. Se observa que existen grandes diferencias significativas entre tratamientos, obteniendo el valor máximo en 19,50 flores, correspondiente a TCMoB, y el valor mínimo en 3,75 flores, correspondiente a TC, es decir, una diferencia de más del 81% con respecto al primer tratamiento control TC. El segundo tratamiento con el mayor número de flores es TBB, con un valor de 14,58 flores, seguido como tercero de TBCu con 13,33 flores y TBMo con 12,42 flores. Todos los tratamientos anteriormente citados sacan una gran diferencia con respecto al tratamiento control TC, pero no significativas sobre el tratamiento control TCMic, el cuál presenta un valor de 9 flores. Con respecto a los tratamientos TAMic y TBMic, presentan prácticamente el mismo número de flores que el tratamiento control TCMic sin ninguna mejoría destacable, con unos valores de 9,08 y 9,25 flores, respectivamente.

En nuestro ensayo, TAMic y TBMic no obtuvieron diferencias significativas con respecto a TCMic, al igual que Polo y Mata (2018) utilizaron bioestimulantes por vía foliar con extractos de algas, y no obtuvieron diferencias significativas en

floración y rendimiento de tomates cherry dorados, en comparación con su control (con dosis de micronutrientes).

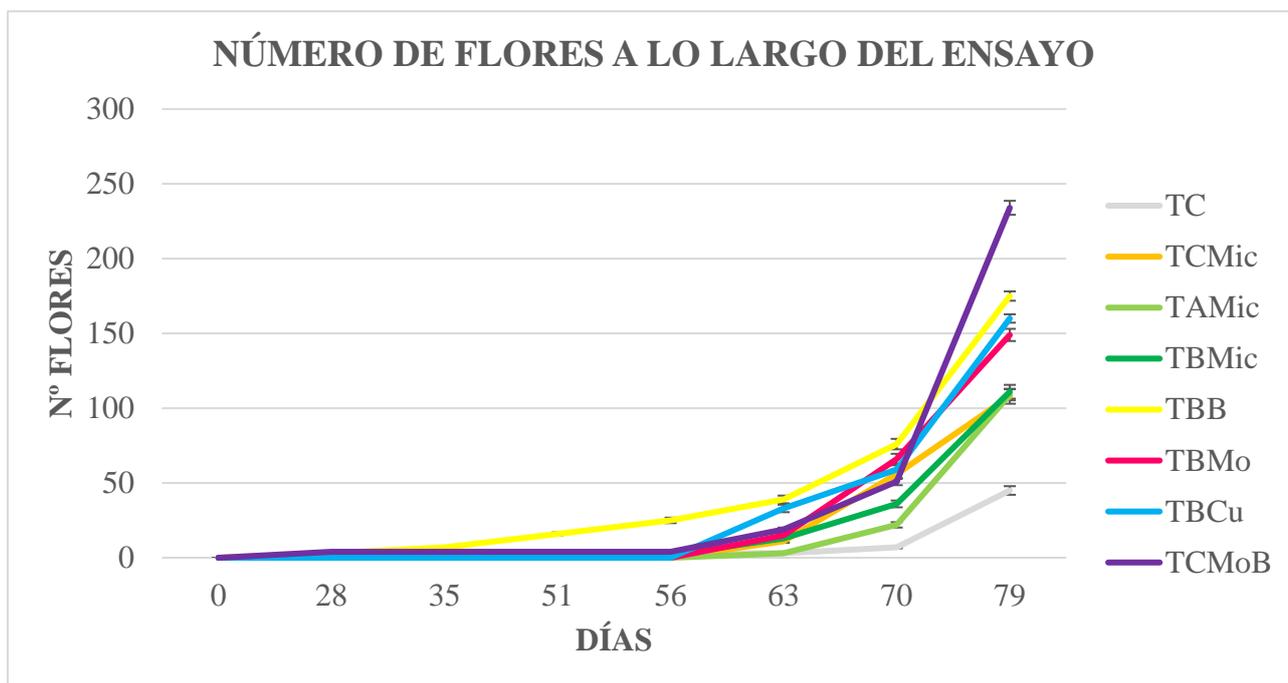
Se obtuvieron buenos resultados con el tratamiento TBB comparado con el control TC, que del mismo modo, en el ensayo de Vajarriet al.(2018) el porcentaje brotes de floración, y el número total de flores y por lo tanto el porcentaje de frutos mejoraron significativamente con la aplicación de ácido bórico (1000 mg L^{-1}).

El aumento de la producción de flores en TBMo y TCMo puede estar relacionado con el aumento de la formación de órganos florales promovidos por La fertilización de molibdeno, según lo propuesto por Pires (2004), y observado por Jião (1992), en viñas cultivadas con dosis elevadas de Mo, que conducen a un aumento de cantidad de frutas.

En el ensayo de Balawejder (1998), la aplicación foliar de una solución de boro y molibdeno en cultivo de maíz mejoró la floración, aumentándola producción de granos de maíz (en promedio, por 600 kg ha^{-1}). También Liu et al (2005) recomienda la aplicación conjunta de Mo y B, ya que mejora el crecimiento y desarrollo de la soja. Esto verifica los resultados del ensayo con el tratamiento TCMoB, obteniendo la mayor producción de flores por tratamiento.

En el ensayo de Hernández et al. (2017) en una plantación de tomate, para una concentración de 10 mg L^{-1} de Cu resultó en un aumento significativo de diferencias en comparación con el control, aumentando el número de racimos florales y el rendimiento del fruto por planta. También, Wang et al. (2012) informó que la aplicación de Cu en solución en una concentración de 10 mg L^{-1} aumentó el rendimiento de tomate en un 10% y sugirió que el efecto probablemente se debió a las plantas transfieren más energía al crecimiento del fruto. Hong y col. (2015) por el contrario mostraron que las concentraciones de 50, 100 y 200 mg L^{-1} de CuO aplicados foliarmente no afectó el rendimiento en pepino. Esto verifica los buenos resultados obtenidos por el tratamiento TBCu con casi un 72% más de flores que el tratamiento control TC.

5.2.5. Evolución del número de flores a lo largo del ensayo.

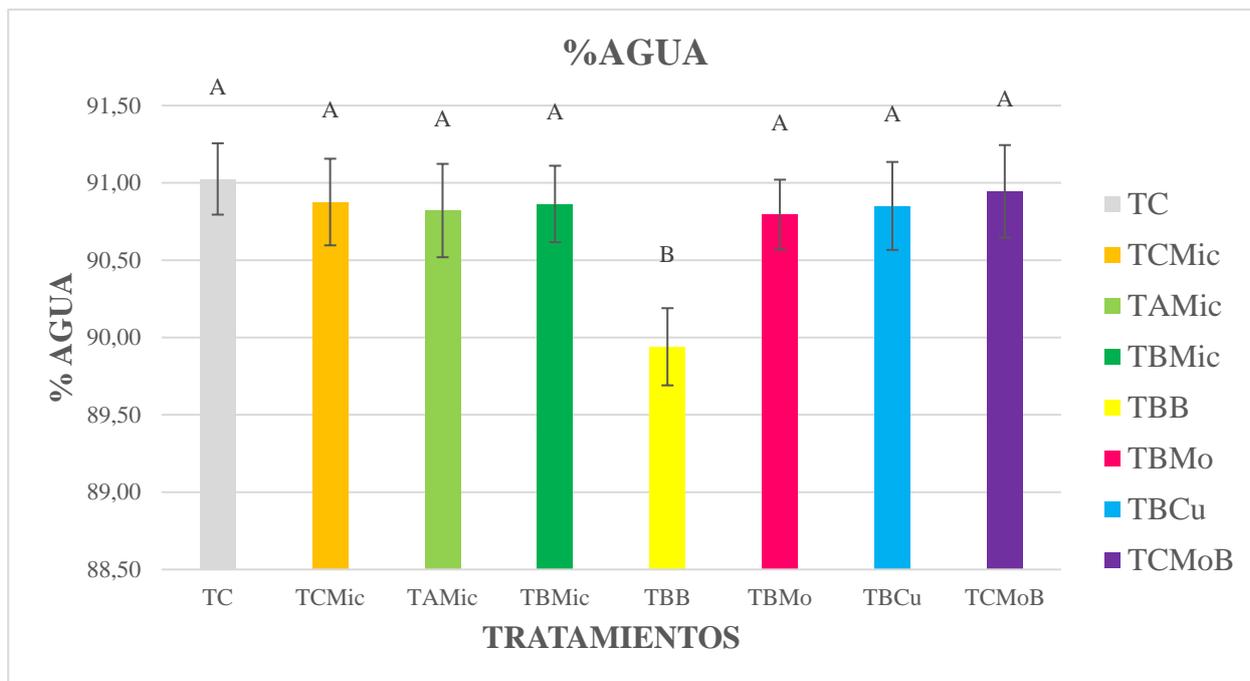


Gráfica 6: Número de flores a lo largo del ensayo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algaferf (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algaferf (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 6 se observan el número de flores que ha obtenido cada tratamiento durante el periodo del ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que destaca la precocidad en floración de 3 tratamientos a los 28 días desde el trasplante, con 3 flores para TC, 3 flores para TBB y 4 flores para TCMoB; sin embargo, hasta el día 63 solo siguieron floreciendo TBB, llegando hasta el día 56 con 25 flores (siguiendo un crecimiento progresivo en el número de flores) y TBMic que empezó a florecer con tan solo 1 flor el día 51. Los demás tratamientos a partir del día 63 empezaron a florecer y los que ya habían tenido flores aumentaron la cantidad significativamente. Una vez en el día 63 la cantidad mayor de número de flores por tratamiento fue de TBB con 39 flores, sin embargo, la mayor crecida fue de TBCu, que pasó de 0 a 33 flores ese día, seguidos de TCMoB con 19, TBMo con 15, TBMic con 13, TCMic con 11, TC y TAMic con 3. Hasta el día 79 todos los tratamientos crecieron progresivamente, colocándose en primer lugar TCMoB, seguido de TBB y TBCu, como se muestran en las gráficas 5 y 6, comentándose este último día en el punto 5.2.4., Ensayos llevados a cabo en plantas

de gladiolo con aplicaciones foliar de Zn y Cu, observaron una floración más temprana (66.33 días) comparada con el control sin micronutrientes (Singh et al., 2015). También Balakrishnan et al. (2007) observaron una floración temprana en el cultivo de African Marigold en respuesta a una aplicación de micronutrientes

5.2.6. Porcentaje de agua por planta de cada tratamiento.



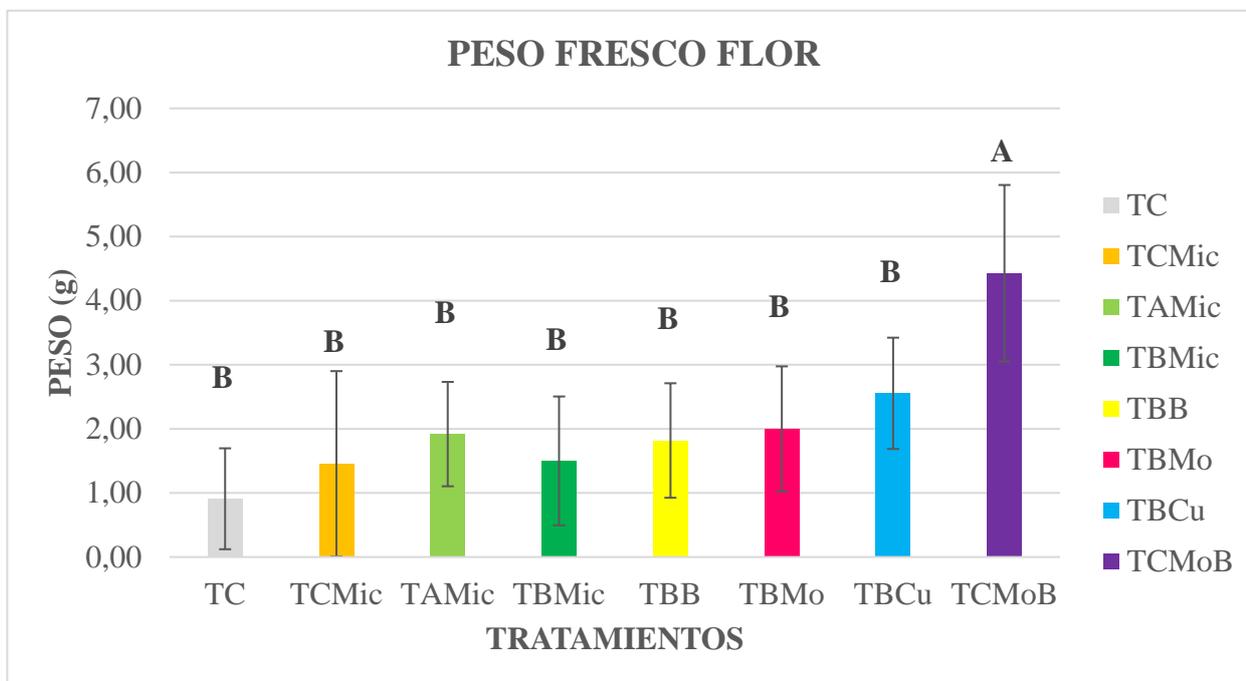
Gráfica 7: Porcentaje de agua por planta de cada tratamiento. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algefert (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (p≤0.05).

En la gráfica 7 se observan los resultados del porcentaje de agua por planta de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que menos el tratamiento TBB que presenta un porcentaje de agua próximo a alcanzar el 90%, todos los demás tratamientos tienen un valor aproximado al 91%.

Como hemos dicho anteriormente Papadakis y sus colaboradores estudiaron cómo afecta el boro en plantas de mandarina “Clementina” (Papadakis y col., 2004a) y naranja “Navelina” (Papadakis y col., 2004b) regadas con una solución nutritiva que contenía una concentración de boro de 2,5 mg L⁻¹. Sufrió alteraciones notablemente negativas (Imagen 36 (B)) en espesor del parénquima esponjoso, en el grosor de la cutícula, en la densidad

de las células idioblásticas, en la densidad de estomas y al contenido de las células del mesófilo, todo esto provocando una menor retención de agua en el cultivo.

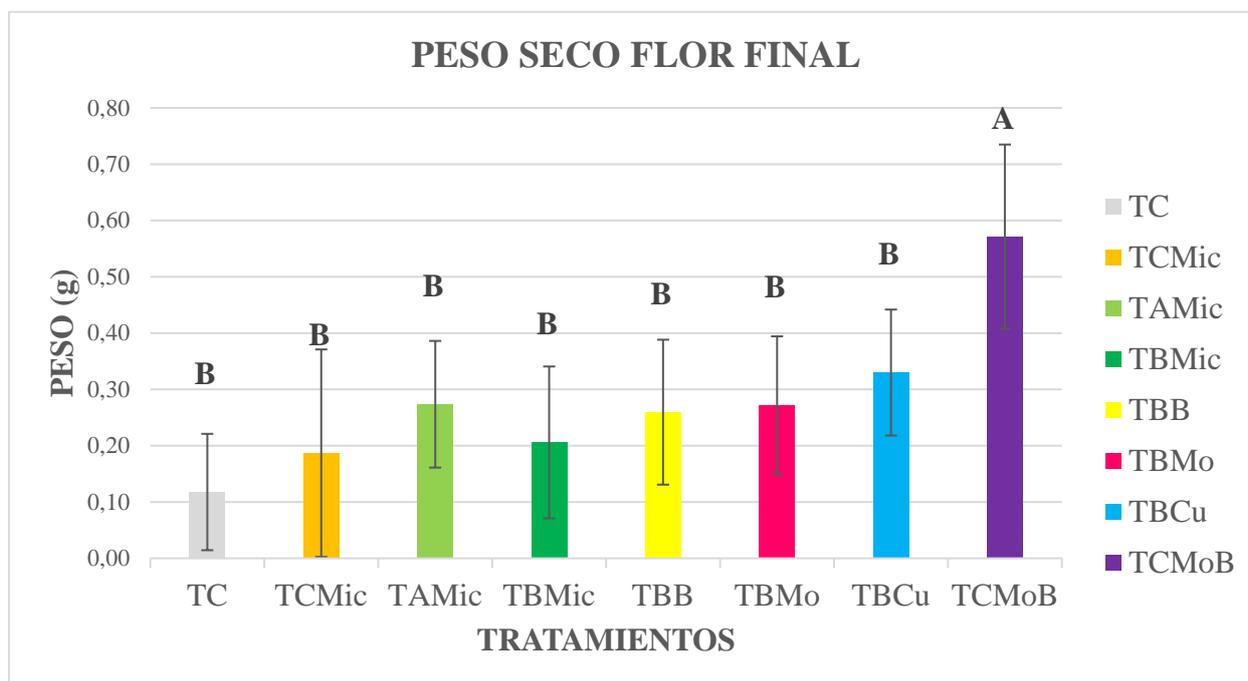
5.2.7. Peso fresco de flor por planta al final del cultivo.



Gráfica 8: Peso fresco de flor por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algefert (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (p≤0.05).

En la gráfica 8 se observan los resultados del peso fresco de flor por planta al final del cultivo de cada tratamiento. Se observa que existen diferencias significativas, ya que obtenemos un valor máximo de 4,43 g Planta⁻¹ para TCMoB, y un valor mínimo de 0,91g Planta⁻¹ para el tratamiento control TC. Se obtuvieron valores de 1,45, 1,92, 1,50, 1,82, 2,00 y 2,55 g Planta⁻¹ para los tratamientos TCMic, TAMic, TBMic, TBB, TBMo y TBCu, respectivamente. Los valores de peso fresco de flor de TCMoB fueron mayores, con diferencias significativas sobre tratamientos control TC, TCMic y para los demás tratamientos.

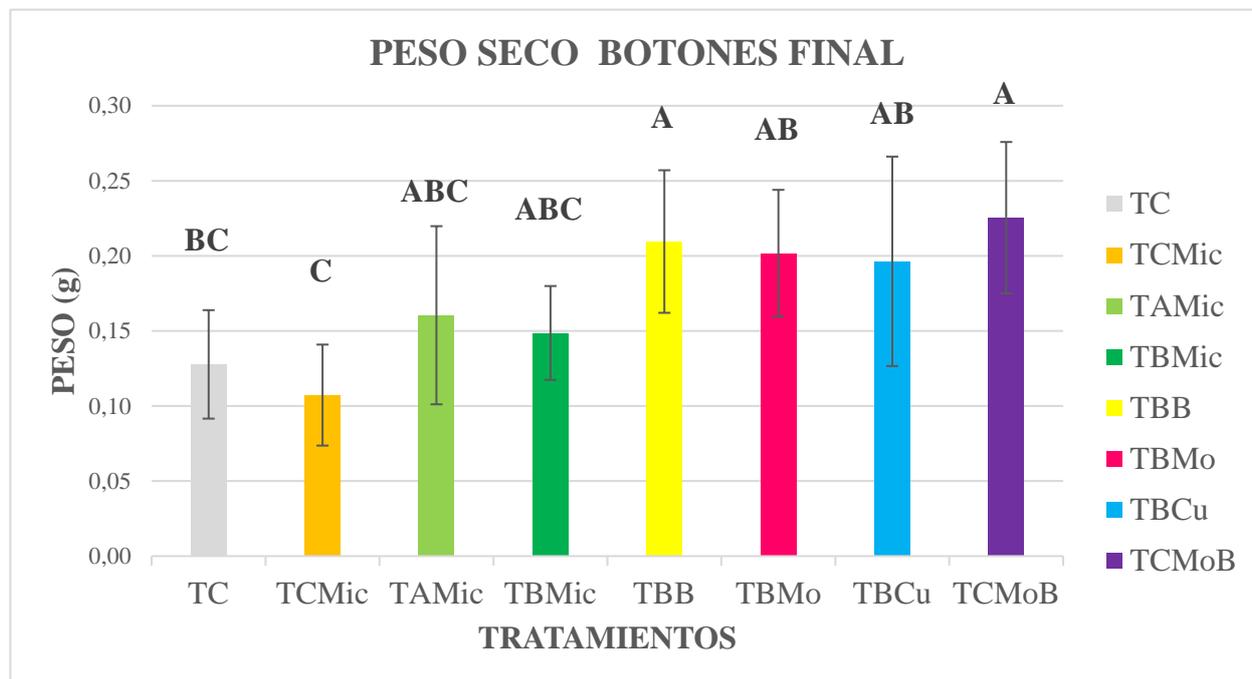
5.2.8. Peso seco de flor por planta al final del cultivo.



Gráfica 9: Peso seco de flor por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algafer (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algafer (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0,05$).

En la gráfica 9 se observan los resultados del peso seco de flor por planta al final del cultivo de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, exactamente siguiendo las mismas proporciones que en la gráfica 6 (Peso fresco flor final), ya que obtenemos un valor máximo de 0,57g Planta⁻¹ para TCMoB, y un valor mínimo de 0,12g Planta⁻¹ para el tratamiento control TC. Se obtuvieron valores de 0,19, 0,27, 0,21, 0,26, 0,27 y 0,33 g Planta⁻¹ para los tratamientos TCMic, TAMic, TBMic, TBB, TBMo y TBCu, respectivamente. Los valores de peso seco de flor de TCMoB fueron mayores, con diferencias significativas sobre tratamientos control TC, TCMic y para los demás tratamientos.

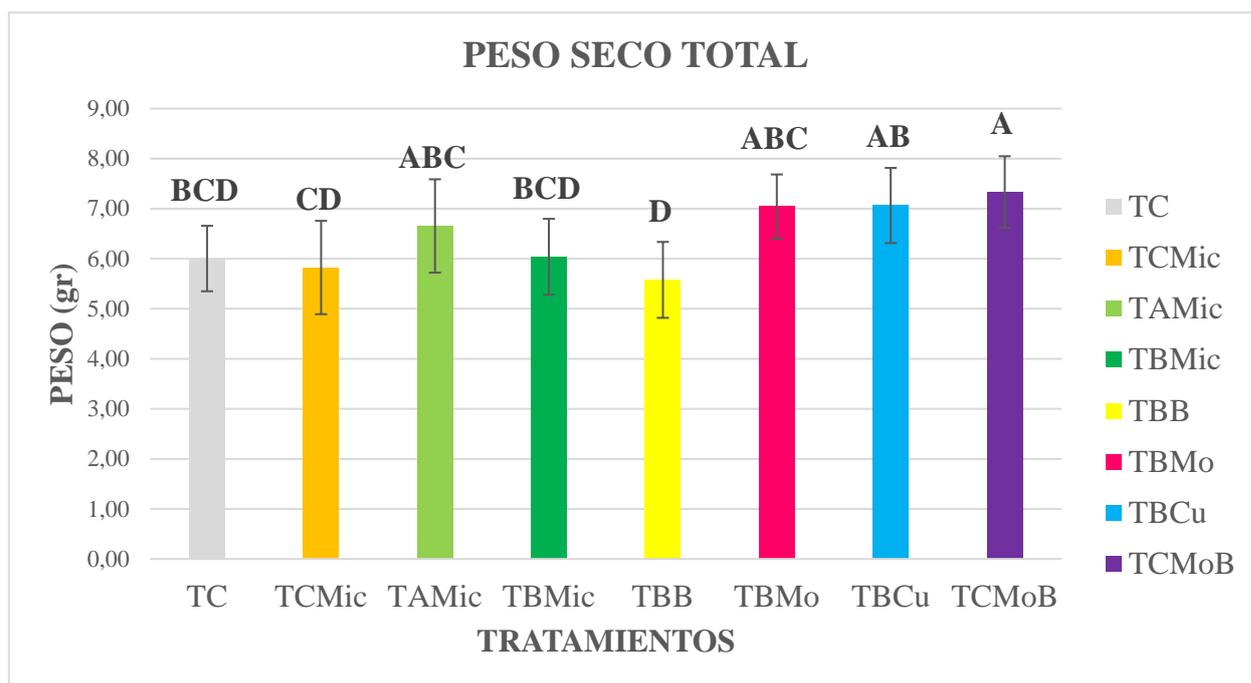
5.2.9. Peso seco de botones por planta al final del cultivo.



Gráfica 10: Peso seco de botones por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algafer (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algafer (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (p≤0.05).

En la gráfica 10 se observan los resultados del peso seco de botones por planta al final del cultivo de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que obtenemos un valor máximo de 0,23 g*Planta⁻¹ para TCMoB, y un valor mínimo de 0,13g*Planta⁻¹ para el tratamiento control TC. Se obtuvieron valores de 0,11, 0,16, 0,15, 0,21, 0,20 y 0,20 g*Planta⁻¹ para los tratamientos TCMic, TAMic, TBMic, TBB, TBMo y TBCu, respectivamente. Los valores de peso seco de botones fueron menores en los tratamientos control TC y TCMic con respecto a los demás tratamientos, aunque solo con diferencias significativas de TC con respecto a TCMoB y TBB, y con diferencias significativas de TCMic con respecto a TCMoB, TBB, TBCu y TBMo. Por lo que dividiremos en 5 grupos de mayor a menor valor en peso seco para botones, encontrándose en el primer grupo TCMoB y TBB, en un segundo grupo TBMo y TBCu, en un tercer grupo TAMic y TBMic, en un cuarto y quinto grupo TC y TCMic, respectivamente.

5.2.10. Peso seco total por planta al final del cultivo.



Gráfica 11: Peso seco total por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algaferf (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algaferf (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0,05$).

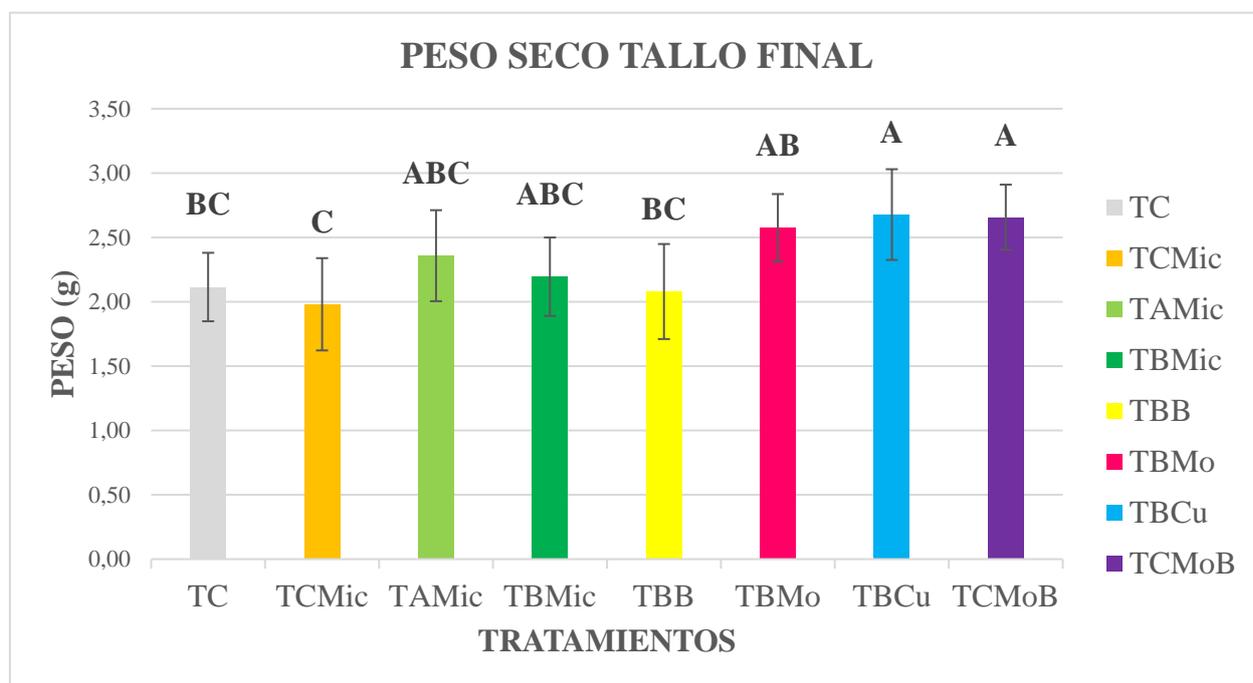
En la gráfica 11 se observan los resultados del peso seco total por planta al final del cultivo de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que obtenemos un valor máximo de 7,33 g*Planta⁻¹ para TCMoB, y un valor mínimo de 5,58g*Planta⁻¹ para el tratamiento TBB. Se obtuvieron valores de 6,00, 5,82, 6,65, 6,04, 7,04 y 7,06 g*Planta⁻¹ para los tratamientos TC, TCMic, TAMic, TBMic, TBMo y TBCu, respectivamente. El tratamiento con el peso seco total más bajo, es decir, el que ha obtenido el peor resultado ha sido TBB, incluso por debajo de los controles TC y TCMic, aunque sin diferencias significativas sobre ellos. Esto comparte los resultados obtenidos en el peso seco de las plantas del tratamiento TBB. En el ensayo de Simón (2015), en el portainjerto citrange los tratamientos con boro afectaron a las plantas, reduciendo su biomasa total en un 20% para las regadas con 5 mg L⁻¹ de B y en un 47% para las de 10 mg L⁻¹ de B. El tratamiento control TC se encuentra prácticamente con el mismo valor que el tratamiento TBMic, encontrándose estos por encima de TCMic y TBB. Las diferencias significativas existentes entre tratamientos serán de TCMoB sobre TC, TCMic, TBMic y TBB; de TBCu sobre TCMic y TBB; de TAMic y TBMo

sobre TBB. Estudios realizados por Liu et al., (2005) en soja también mostraron un efecto positivo de la aplicación conjunta de Mo y B. La aplicación de Mo y B favoreció el desarrollo de las raíces y parte aérea de la planta y la tasa de fotosíntesis. En el ensayo de Balawejder (1998), la aplicación foliar de una solución de boro y molibdeno en cultivo de maíz mejoró su vigor y resistencia a los factores de estrés, lo que a su vez resultó en un aumento de la masa de raíces y las partes superiores de la planta y mejores parámetros fisiológicos.

Con respecto al tratamiento con TBMo, se obtuvieron datos similares en el ensayo de Fábio Steiner (2018), ya que la aplicación foliar Mo resultó en un aumento del peso seco de las hojas (28%). También en el ensayo de Škarpa (2013) la aplicación foliar de molibdeno aumentó en girasol (*Helianthus annuus L.*) la producción de biomasa de las plantas y su contenido en materia seca.

El buen resultado del tratamiento TCBMo es similar al del ensayo de Balawejder (1998), la aplicación foliar de una solución de boro y molibdeno en cultivo de maíz causó un aumento en la biomasa seca de las partes aéreas de las plantas, que en promedio fue mayor en un 75.5% en comparación con las plantas que no fueron fertilizadas con fertilizante foliar.

5.2.11. Peso seco del tallo por planta al final del cultivo.



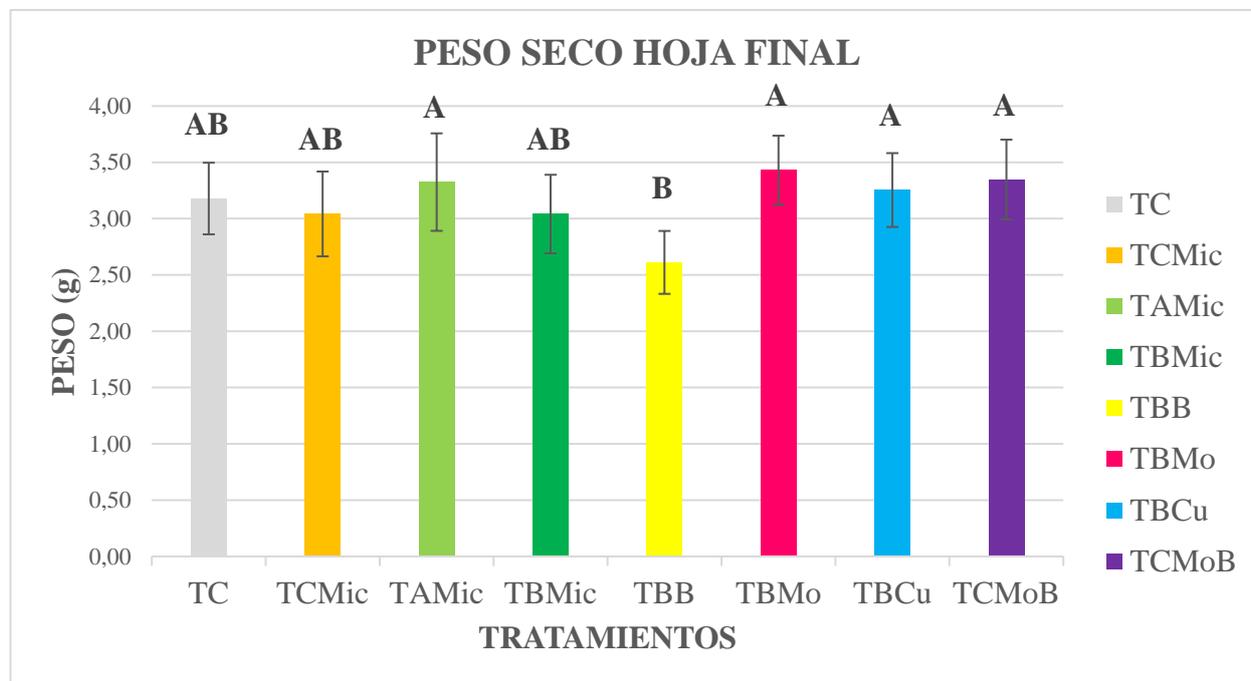
Gráfica 12: Peso seco del tallo por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros +

MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algafert (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 12 se observan los resultados del peso seco del tallo por planta al final del cultivo de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que obtenemos un valor máximo de 2,68 g planta⁻¹ para TBCu, y un valor mínimo de 1,38g planta⁻¹ para el tratamiento TCMic. Se obtuvieron valores de 2,11, 2,36, 2,19, 2,08, 2,57 y 2,66grTallo*Planta⁻¹ para los tratamientos TC, TAMic, TBMic, TBB, TBMo y TCMoB, respectivamente. El tratamiento con el peso seco del tallo más bajo, es decir, el que ha obtenido el peor resultado ha sido el controlTCMic, por debajo del controlTC. El tratamiento control TC se encuentra prácticamente con el mismo valor que el tratamiento TBB, encontrándose estos por encima de TCMic, aunque sin diferencias significativas. Las diferencias significativas existentes entre tratamientos serán de TCMoB y TBCu sobre TC, TCMic, y TBB; de TBMo sobre TCMic. Del mismo modo, Shah y Belozerova (2009) informaron además de la aplicación foliar de Cu, que las nanopartículas de cobre se mezclan con el suelo (130 y 600 mg / kg) y aumentó significativamente el crecimiento de plántulas de lechuga, en un 40 y 91%, respectivamente.

Por otro lado, en el ensayo de Simón (2015), en el portainjerto citrange los tratamientos con boro afectaron a las plantas, reduciendo el peso seco del tallo en un 11% en las plantas regadas con 5 mg L⁻¹ de B y en un 33% en las regadas con 10 mg L⁻¹ de B. En cambio, los resultados obtenidos en el peso seco del tallo de las plantas del tratamiento TBB no muestran diferencias significativas con los demás tratamientos.

5.2.12. Peso seco de hojas por planta al final del cultivo.



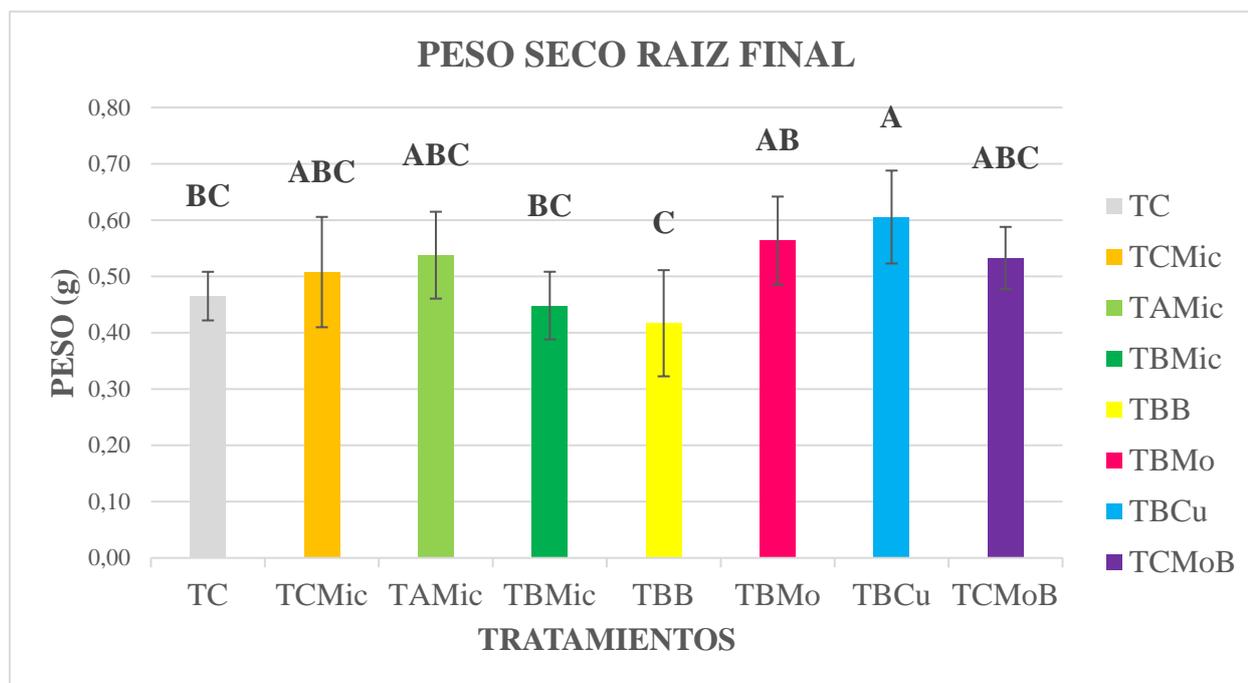
Gráfica 13: Peso seco de hojas por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algefert (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 13 se observan los resultados del peso seco de hojas por planta al final del cultivo de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que obtenemos un valor máximo de hojas de 3,43 g*planta⁻¹ para TBMo, y un valor mínimo de 2,61gr planta⁻¹ para el tratamiento TBB. Se obtuvieron valores de 3,18, 3,04, 3,32, 3,04, 3,25 y 3,35 gr planta⁻¹ para los tratamientos TC, TCMic, TAMic, TBMic, TBCu y TCMoB, respectivamente. El tratamiento con el peso seco de hojas más bajo, es decir, el que ha obtenido el peor resultado ha sido el tratamiento TBB, por debajo de los controles TC y TCMic, aunque sin diferencias significativas sobre él.

Los tratamientos control TC y TCMic, se encuentran prácticamente con el mismo valor que el resto de tratamientos. Las diferencias significativas existentes entre tratamientos serán de TCMoB, TBCu, TBMo y TAMic sobre TBB.

En el ensayo de Simón (2015), en el portainjerto citrange los tratamientos con boro afectaron a las plantas, reduciendo su biomasa total como hemos dicho anteriormente, mostrando cierta similitud con las plantas sometidas al tratamiento TBB.

5.2.13. Peso seco de raíz por planta al final del cultivo.



Gráfica 14: Peso seco de raíz por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algafer (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algafer (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos (p≤0.05).

En la gráfica 14 se observan los resultados del peso seco de raíz por planta al final del cultivo de cada tratamiento. Se observa que existen diferencias significativas entre tratamientos, ya que obtenemos un valor máximo en raíz de 0,61 gr planta⁻¹ para TBCu, y un valor mínimo de 0,42 g planta⁻¹ para el tratamiento TBB.

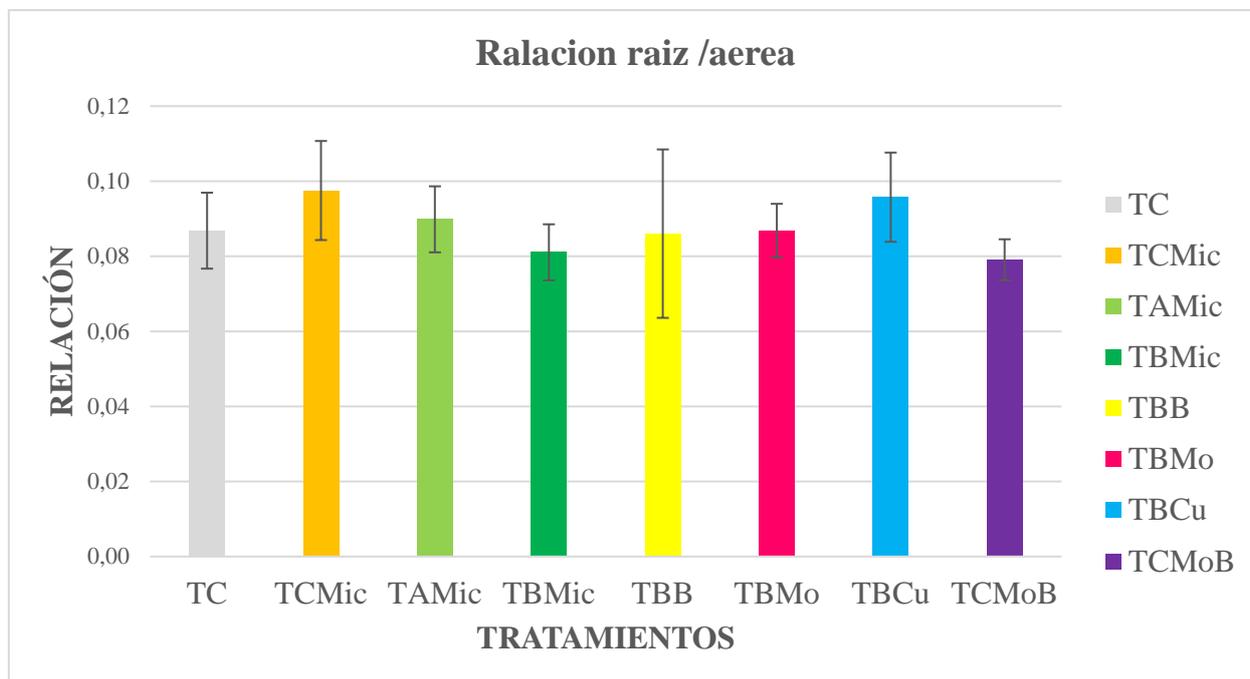
Se obtuvieron valores de 0,47, 0,51, 0,54, 0,45, 0,56 y 0,53 gr planta⁻¹ para los tratamientos TC, TCMic, TAMic, TBMic, TBMo y TCMoB, respectivamente. El tratamiento con el peso seco de raíz más bajo, es decir, el que ha obtenido el peor resultado ha sido el tratamiento TBB, por debajo de los controles TC y TCMic, aunque sin diferencias significativas. Sin embargo, Nable (1988) no encontró en la

raíz síntomas visibles, ya que la concentración de boro es relativamente inferior al de las hojas incluso a altos niveles de boro en el suelo. En el ensayo de Simón (2015), en el portainjerto citrange los tratamientos con boro afectaron a las plantas, el tratamiento que más afectó al crecimiento radicular fue el de 10 mg L⁻¹ de B, reduciéndolo en un 50% respecto al control. En nuestro ensayo con TBB también se muestra un descenso significativo del peso seco de la raíz, con respecto a los demás tratamientos.

El tratamiento control TC se encuentra prácticamente con el mismo valor que el tratamiento TBMic.. Las diferencias significativas existentes entre tratamientos serán de TBCu sobre TC, TBMic y TBB; de TBMo sobre TBB. Estos resultados están en concordancia con los obtenidos por Singh et al (2015). Estos autores aplicaron foliarmente una combinación de Zn 0.4% + Cu 0.2% en el cultivo de gladiolo y obtuvieron un incremento en el peso seco radical. En el ensayo de Hernández et al. (2017) para una concentración de 10 mg L⁻¹ de Cu resultó en un aumento significativo de las diferencias en comparación con el control en plantas de tomate, aumentando el peso seco de raíz (25%).

El tratamiento TCMoB no obtuvo diferencias significativas con los tratamientos control, en cambio, el ensayo de Balawejder (1998), la aplicación foliar de una solución de boro y molibdeno en cultivo de maíz la masa seca de las partes subterráneas fue mayor en un 81.4%. También Liu et al. (2005), observaron un aumento del volumen y el peso seco radical con la aplicación de molibdeno y boro en suelo en el cultivo de soja.

5.2.14. Relación raíz/aérea por planta al final del cultivo.



Gráfica 15: Relación raíz/aérea por planta al final del cultivo. Los tratamientos son: **TC** - Agua con macros, **TCMic** - Agua con macros y micros, **TAMic** - Agua con macros y micros + Algefert (5ml L⁻¹), **TBMic** - Agua con macros y micros + Especie Biorizon (5ml L⁻¹), **TBB** - Agua con macros + Boratech (1ml L⁻¹), **TBMo** - Agua con macros + MicrotechFlora-Mo (1ml L⁻¹), **TBCu** - Agua con macros + Glucocomplex-Cu (1ml L⁻¹) + Algefert (5g L⁻¹), **TCMoB** - Agua con macros + Florcuaje-Mo+B (1ml L⁻¹). Letras diferentes indican diferencias significativas entre tratamientos ($p \leq 0.05$).

En la gráfica 15 se observan los resultados la relación raíz/aérea por planta al final del cultivo de cada tratamiento, al finalizar el ensayo. Se observa que no existen diferencias significativas entre tratamientos, obteniendo un valor máximo de 0,10 raíz/aérea para TBCu, y TCMic, y un valor mínimo 0,08 raíz/aérea para el tratamiento TBMic y TCMoB.

En el ensayo de Simón (2015), en el caso del portainjerto citrange Carrizo la disminución de la biomasa total, independientemente de la dosis de boro aplicada, fue a consecuencia de una disminución tanto de la parte aérea (hojas + tallo) como de la radicular, por lo que la relación parte aérea/raíz no se alteró. Por lo tanto, podemos deducir que, para los tratamientos utilizados en nuestro ensayo, el desarrollo de la parte aérea es proporcional al desarrollo radical, por lo que no tenemos diferencias significativas entre ellos.

5.2.15. Color hoja.

Mediante la tabla MUNSELL para tejidos, se determinó el color de las hojas, considerando que el color tiene 3 atributos: matiz, luminosidad y saturación. A lo largo del ensayo y entre tratamientos no hubo diferencias significativas y todas presentaban un color de la hoja 7,5-GY-4/4 (tono verde oscuro) que no cambia a lo largo del estudio.

5.3. Evolución del cultivo.

Partimos de 96 esquejes enraizados de *Pelargonium x hortorum*, variedad “Niklas”.

En la tabla 15, se muestra la evolución mensual del cultivo, mostrando las plantas de los distintos tratamientos a los 23, 57 y 80 días posteriores al trasplante.



Imagen 41: Esqueje enraizado de *Pelargonium x hortorum* al inicio de la plantación.

Tabla 15: Evolución mensual del cultivo durante el ensayo.

Tratamientos	DÍA 23	DÍA 57	DÍA 80
	27 DE MARZO	30 DE ABRIL	23 DE MAYO
TC			
TCMic			
TAMic			

TBMic			
TBB			
TBMo			
TBCu			



5.4. Resultados del análisis nutricional de las hojas.

Los valores del análisis nutricional en hoja realizado en los tratamientos de interés (TC, TAMic, TBMo, TBCu y TCMoB) muestran que no existen diferencias significativas entre los distintos tratamientos con respecto al contenido de N, Mg, P, S, K y Ca en hoja. No se observa efecto de la aplicación foliar de micronutrientes en el contenido de N, P, K, Ca, Mg y S en hoja. Sin embargo, Naqib y Jahan, (2017) observaron que la aplicación de B, afecta al contenido de nutrientes en planta. Boro juega un papel fundamental en el transporte de los nutrientes.

Tabla 16: Resultado nutricional de hoja de los tratamientos de interés.

	TC	TAMic	TBMo	TBCu	TCMoB
N	3,68 ± 0,03	3,61 ± 0,05	3,59 ± 0,08	3,66 ± 0,09	3,63 ± 0,02
Mg	0,12 ± 0,00	0,12 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,12 ± 0,00	0,11 ± 0,00
P	0,28 ± 0,02	0,32 ± 0,03	0,23 ± 0,03	0,32 ± 0,00	0,23 ± 0,03
S	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,11 ± 0,00	0,13 ± 0,01	0,11 ± 0,10
K	1,70 ± 0,06	1,61 ± 0,04	1,60 ± 0,02	1,74 ± 0,07	1,64 ± 0,00
Ca	0,67 ± 0,01	0,71 ± 0,03	0,74 ± 0,02	0,90 ± 0,00	0,80 ± 0,00

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES TÉCNICAS

6. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES TÉCNICAS.

Tras el análisis de los datos obtenidos en este estudio, puede concluirse que:

La aplicación foliar junto al riego de hidrolizados de microalgas (TAMic y TBMic) no ha favorecido el crecimiento o desarrollo del *Pelargonium*, ya que no ha habido diferencias significativas para ninguno de los parámetros medidos; con respecto al control TCMic.

El tratamiento con boro y molibdeno (TCMoB) es el que ha obtenido mejores resultados en todas las medidas, con diferencias significativas sobre el control TC en número de flores, peso seco y fresco de flor, floración más temprana, peso seco de botones, peso seco del tallo y peso seco total.

El segundo mejor tratamiento fue el de cobre (TBCu), con diferencias significativas sobre el tratamiento control TC en el número de flores, floración más temprana, peso seco del tallo y peso seco de la raíz. El único inconveniente de este tratamiento ha sido las quemaduras sobre los pétalos de las flores, por lo tanto, se recomienda su aplicación foliar solo previamente a la floración; con la aparición de la primera flor solo se aplicaría este tratamiento por riego.

El tercer mejor tratamiento fue el del molibdeno (TBMo), con diferencias significativas sobre el tratamiento control TC en el número de flores y floración más temprana; presenta mejores valores para las demás mediciones, aunque sin diferencias significativas sobre TC. Esto demuestra que es recomendable el uso combinado de Mo y B ya que el molibdeno por sí solo obtiene únicamente mejoras significativas en la floración, por lo que si suministramos también boro las mejoras aumentan significativamente.

El tratamiento de boro (TBB), ha obtenido diferencias significativas con respecto al tratamiento TC en el número de flores y en la floración temprana, siendo TBB el tratamiento con floración más precoz; ya que, el tratamiento TBB ha causado toxicidad en las plantas, obteniendo generalmente los peores resultados en las mediciones, tanto en superficie foliar, % de agua, peso seco de hoja, peso seco de raíz y el peso seco total. Además, su aplicación foliar causa quemaduras en las hojas, haciendo que el cultivo no sea comercial, por lo que se debería probar con una dosis menor del producto, ya que está demostrado que una dosis adecuada de boro podría fomentar la floración y desarrollo de la planta.

BIBLIOGRAFÍA

7. BIBLIOGRAFÍA.

- Abdel-Raouf N, AA Al-Homaidan & IBM Ibraheem. 2012. Microalgae and wastewater treatment. Saudi Journal of Biological Sciences 19: 257-275.
- Abo El-Nil MM (1990). *Geranium (Pelargonium)*. En: Handbook of Plant Cell Culture Vol. 5. Ornamental species. Ed. Philip V. Ammirato DAE, William R. Sharp, Yashpal P.S. Bajaj. McGrawHill, New York. USA. pp. 439-460.
- Alarcón, V. 2016. El boro como nutriente esencial. Dpto. Producción Agraria. Área Edafología y Química Agrícola. ETSIA. Universidad Politécnica de Cartagena.
- Alonso, G.M^a.M.(2002). Biotecnología aplicada a la mejora de *Pelargonium*. Facultad de Ciencias Biológicas, Departamento de Genética. Universidad Complutense de Madrid.
- Alonso M, Gisbert E, Fraga M, Borja M (1999a). Creación de un Banco de Germoplasma de Geranio. En: Biotecnología e Ingeniería. Ed. Agrícola Española, S. A., Madrid. pp.139-149.
- Alves-Dias G, Rocha RHC, Lopes-Araújo J, Franciraldo de Lima J, Alves Guedes SW (2016) Growth, yield and postharvest quality in eggplant produced under different foliar fertilizers (*Spirulina platensis*) treatments. Ciencias Agrarias 37:3893–3902.
- Balakrishnan V, Jawaharlal M, Kumar T S and Ganga M. 2007. Response of micro-nutrients on flowering, yield and xanthophyll content in African marigold (*Tagetes erecta* Linn.). Journal of Ornamental Horticulture 10(3): 153–6.
- Balawejder, M., Matlok, N., Gorzelany, J., Pieniżek, M., Antos, P., Witek, G. y Szostek, M. (1998). Synergistic interaction of lime, boron and molybdenum on curd rot and curd yield of cauliflower (*Brassica oleracea* convar botrytis var botrytis) on an Alfisol. 68. 268-270.
- Banepal, P. S., 1967. Influence of micronutrients on growth and yield of potatoes. Ame. Pot. J. 44: 363-369.
- Battacharyya D, Zamani Babgohari M, Rathor P, Prithviraj B (2015) Seaweed extracts as biostimulants in horticulture. SciHort 196: 39–48.
- Beltrano, J., Giménez, D. (2015). Cultivo en Hidroponía. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata.
- Bennett, A., Rowe, R.I., Soch, N., Eckhert, C.D. (1999). Boron stimulates yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) growth. Journal of Nutrition 129: 2236-2238.
- Berenguel M, F Rodríguez, FG Ación & JL García. 2004. Model predictive control of pH in tubular photobioreactors. Journal of Process Control 14: 377-387.

- Borowitzka MA. 1999. Commercial production of microalgae: ponds, tanks, tubes and fermenters. *Journal of Biotechnology* 70: 313-332.
- Brennan L & P Owende. 2010. Biofuels from microalgae-A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renewable and Sustainable Energy Reviews* 14: 557-577.
- Brundrett, Ferguson, B., Gressshoff, P., Filleur, S., atesius, U., unns, R., Watt, (2016). Nutrient uptake from soils. In R. Munns & S. Schmidt (Eds.), *Plants in Action* (2nd ed., p. 7). Australian Society of Plant Scientists.
- Calvo Vergés I (2001). Geranio. En: *La Horticultura Española*. Ed. Nuez F, Llacer G. SECH, Madrid. pp.422-423.
- Canales, B.L. (1999). Enzimas-algas: Posibilidades de su uso para estimular la producción agrícola y mejorar los suelos. Palau Bioquim, S.A. de C.V.
- Chen C-Y, K-L Yeh, R Aisyah, D-J Lee, J-S Chang. 2011. Cultivation, photobioreactor design and harvesting of microalgae for biodiesel production: A critical review. *Bioresource Technology* 102: 71-81.
- Chiu S-Y, C-Y Kao, T-T Huang, C-J Lin, S-C Ong, C-D Chen, J-S Chang & C-S Lin. 2011. Microalgal biomass production and on-site bioremediation of carbon dioxide, nitrogen oxide and sulfur dioxide from flue gas using *Chlorella* sp. cultures. *Bioresource Technology* 102: 9135-9142- Broadley, M., Brown, P., Cakmak, I., Rengel, Z.y Zhao, F., 2012. *Marschner's Mineral Nutrition of Higher Plants*. Chapter 7: Function of Nutrients: Micronutrients.
- Contreras-Flores C, J Peña-Castro, L Flores-Cotera & R Cañizares-Villanueva. 2003. Avances en el diseño conceptual de fotobiorreactores para el cultivo de microalgas. *Interciencia* 28(8): 450-456.
- Craig R (1993). Breeding *Geraniums* for 2000 and beyond. En: *Geraniums IV*. The grower's manual. Ed. White J. Ball Publishing, Geneva. USA. pp.373-388.
- Craine, J. M., & Dybzinski, R. (2013). Mechanisms of plant competition for nutrients, water and light. *Functional Ecology*, 27(4), 833–840.
- Domínguez, G.M, 2017. Diseño de una planta para la producción de biofertilizante a partir de *Arthrospiraplatensis* cultivada en agua residual urbana. Trabajo de fin de grado. Facultad de ciencias: Grado en Ingeniería Química. Universidad de Cádiz.
- Eaton, F.M. (1944). Deficiency, toxicity, and accumulation of boron in plants. *Journal of Agricultural Research* 69: 237-279.
- Elarroussi H, Elmernissi N, Benhima R, Meftah EL Kadmiri I, Bendaou N, Smouni A, Wahby I (2016) Microalgae polysaccharides a promising plant growth biostimulant. *J Algal Biomass Utiln* 7:55–63.

- European Commission, 2015, FLOWERS AND ORNAMENTAL PLANTS, Horticultural Products, working statistical document.
- Escudero, S.R. (2012). Planta de reproducción de microalgas con fines energéticos. Facultad de ciencias experimentales. Universidad de Almería.
- FEPEX (1996). Análisis del sector de la producción de flor y planta ornamental en España. Cooper y Lybrand.
- Fernández-Zamudio, M.A., Roca, D., Bartual, J., Verdeguez, A. y Martínez, P.F. (2013). Los cultivos ornamentales en el mediterráneo español. Departamento de Horticultura. Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias (IVIA).
- Ferrete, C.S. (2005). La ética ecológica como ética aplicada. Un enfoque desde la ética discursiva. Tesis doctoral. Facultad de Ciencias Humanas y Sociales Departamento de Filosofía, Sociología y Comunicación Audiovisual y Publicidad Universitat Jaume I de Castellón.
- Fonteno WC (1992). *Geraniums*. En: Floriculture. Ed. Larson RL. Academic Press, Inc., San Diego. pp.451-475.
- Freire-Nordi CS, Vieira AAH, Nascimento OR (2005). The metal binding capacity of Anabaena spiroides extracellular polysaccharide: An EPR study. Proc Biochem 40:2215–2224.
- Giuffrida, F., Roupael, Y., Toscano, S., Scuderi, D., Romano, D., Rivera, C.M., Colla, G. and Leonardi, C. (2011). A simple model for nondestructive leaf area estimation in bedding plants.
- Gómez L. 2007. Microalgas: Aspectos ecológicos y biotecnológicos. Revista Cubana de Química 19(2): 3-20.
- Hah V, Belozerova I. Influencia del metal nanopartículas en el suelo microbiana comunitaria y germinación de semillas de lechuga. Agua Aire Pollut de suelo 2009; 197: 143-148.
- Harney PM (1976). The origin, cytogenetics and reproductive morphology of the zonal *geranium*: a review. HortScience 11(3): 189-194.
- Heinrich, J.M. (2019). Producción de microalgas con fines alimenticios y energéticos. Grupo de Innovación en Biotecnología (GiiB): Facultad de Bioquímica y Ciencias Biológicas (FBCB - UNL) e Instituto de Desarrollo Tecnológico para la Industria Química (INTEC - CONICET y UNL).
- Hernández-Hernández, H.; González-Morales, S.; Benavides-Mendoza, A.; Ortega-Ortiz, H.; Cadenas-Pliego, G.; Juárez-Maldonado, A. Effects of chitosan-PVA and Cu nanoparticles on the growth and antioxidant capacity of tomato under saline stress. Molecules 2018, 23, 178.

- Hidalgo, B.D., Martín, M.J.M., Tratamiento de efluentes y producción de fertilizantes mediante el cultivo heterótrofo de microalgas Centro Tecnológico, Universidad de Valladolid.
- Hong, J., L. Wang, Y. Sun, L. Zhao, G. Niu, W. Tan, C. M. Rico, J. R. Peralta-Videa and J. L. Gardea-Torresdey. 2015. Foliar applied nanoscale and microscale CeO₂ and CuO alter cucumber (*Cucumis sativus*) fruit quality. *Sci. Total Environ.* 563: 904-911.
- Horn W (1994). Interspecific crossability and inheritance in *Pelargonium*. *Plant Breeding* 113(1): 3-17.
- Jião K, Jin W, Metzner H (1992) Determinación de molibdeno en suelos y plantas utilizando la polarografía de onda catalítica compleja adsorbente de Mo. *Anal Chim Acta.* 260: 35-43.
- Kayser, Oliver & Kolodziej, Herbert & Kiderlen, Albrecht. (2001). Immunomodulatory principles of *Pelargonium sidoides*. *Phytotherapy research: PTR.* 15. 122-6. 10.1002/ptr.785.
- Kirkby, E.A. & Römheld, V. (2007). Micronutrients in plant physiology: Functions, uptake and mobility. *Proceedings.* 543. 1-51.
- Laughner LH (1993). History. En: *Geraniums IV. The grower's manual*. Ed. White J. Ball Publishing, Geneva. USA. pp.363-371.
- Lavoie A & J de la Noüe. 1985. Hyperconcentrated cultures of *Scenedesmus obliquus*: A new approach of wastewater biological tertiary treatment? *Water Research* 19(11): 1437-1442.
- Lis-Balchin. 2002. *Geranium and Pelargonium*. Taylor and Francis, New York. 318 pp. 90.00 Hardback ISBN 0-415-28487-2. *Phytotherapy Research - PHYTOTHER RES.* 17. 842-843. 10.1002/ptr.1285.
- Liu P., Yang, Y.S., Xu, G.D., Fang, Y.H., Yang, Y.A., Kalin, R.M.. The effect of molybdenum and boron in soil on the growth and photosynthesis of three soybean varieties. Department of Biological Science, Zhejiang Normal University, Jinhua, China 2 Environmental Engineering Research Centre, Queen's University Belfast, UK 3 Zhejiang University, Hangzhou, China. *Plant Soil Environ.*, 51, 2005 (5): 197-205.
- López, G.G., (2015). Brundrett, ., Ferguson, B., Gresshoff, P., Filleur, S., Athesis, U., Munns, R., ... Watt, . (2016). Nutrient uptake from soils. In R. Munns & S. Schmidt (Eds.), *Plants in Action* (2nd ed., p. 7). Australian Society of Plant Scientists. Trabajo de Fin de Grado. Universidad Miguel Hernández de Elche.
- Markou G & D Georgakakis. 2011. Cultivation of filamentous cyanobacteria (blue-green algae) in agro-industrial wastes and wastewaters: A review. *Applied Energy* 88: 3389-3401.

- Martínez L. 2008. Eliminación de CO₂ con microalgas autóctonas. Tesis Doctoral, Instituto de Recursos Naturales, Universidad de León, León, 226 pp.
- Mendel RR (2013) The molybdenum cofactor. J Biol Chem 288 (19):13165-13172.
- MógorÁF,ÖrdögV,LimaGPP,MolnárZ,MógorG(2017)Biostimulant properties of cyanobacterial hydrolysate related to polyamines. J ApplPhycol.
- Muñoz,C.,De la Fuente, Rodríguez,G.2002. Encuentros en la biología.Depto. Biología Celular,Facultad de Ciencias,Campus de Teatinos.Universidad de Málaga.
- Naqib SA, Jahan MS. 2017.The function of molybdenum and boron on the plants. Journal of Agricultural research 2(3) 000136.
- Nessmann P (1998). Los geranios. Jardinería práctica. Susaeta ediciones S.A., Madrid. 69 pp.
- Oglovee-O'Donovan WA, Stoots E (1996). In vitro leaf petiole multiplication of *Pelargonium*. (Patent5.514.580).
- Orozco,M.E., Mendoza, M.. Competitividad local de la agricultura ornamental en México Ciencia Ergo Sum, vol. 10, núm. 1, marzo, 2003. Universidad Autónoma del Estado de México, Toluca, México.
- Papadakis, I.E., Dimassi, K.N., Bosabalidis, A.M., Therios, I.N., Patakas, A., Giannakoula, A. (2004a). Boron toxicity in 'Clementine' mandarin plants grafted on two rootstocks. Plant Science 166: 539-547.
- Papadakis, I.E., Dimassi, K.N., Bosabalidis, A.M., Therios, I.N., Patakas, A., Giannakoula, A. (2004b). Effects of B excess on some physiological and anatomical parameters of 'Navelina' orange plants grafted on two rootstocks. Environmental and Experimental Botany 51: 247-257.
- Park J, R Craggs & A Shilton. 2011b. Recycling algae to improve species control and harvest efficiency from a high rate algal pond. WaterResearch 45: 6637-6649.
- Pires AA, Araújo GAA, Miranda GV, Berge PG, Ferreira ACB,Zampirolli PD, Leite UT (2004) Rendimento de grãos,componentes do rendimento e índice spad do feijoeiro(*Phaseolusvulgaris* L.) en función de época de aplicación edoparcelamento da aplicação foliar de molibdênio. CiencAgrotec. 28: 1092-1098.
- Plaza,B.M, Gómez,S.C, Jiménez-Becker ,B.S.2018. Effect of microalgae hydrolysate foliar application (*Arthrospira platensis* and *Scenedesmus* sp.) on *Petunia x hybridagrowth*.SpringerScience+Business Media B.V., part of Springer Nature 2018. Journal of Applied Phycology.
- Polo, J. y Mata, P. (2018). Evaluation of a Biostimulant (Pepton) Based in Enzymatic Hydrolyzed Animal Protein in Comparison to Seaweed Extracts on Root

Development, Vegetative Growth, Flowering, and Yield of Gold Cherry Tomatoes Grown under Low Stress Ambient Field Conditions. *Front. Plant Sci.* 8:2261.

- Posten C. 2009. Design principles of photo-bioreactors for cultivation of microalgae. *Engineering in Life Science* 9(3): 165-177.
- Puig S, Andrés-Colés N, García-Molina A, Peñarrubia L (2007a) Copper and iron homeostasis in *Arabidopsis*: responses to metal deficiencies, interactions and biotechnological applications. *Plant Cell Environ* 30 (3):271-290.
- Roca, D., Fernández-Zamudio, M.A. (2014). Departamento de Horticultura. Instituto Valenciano de Investigaciones Agrarias, (IVIA). Departamento de Economía y Ciencias Sociales. Universitat Politècnica de València.
- Romero García JM, Ación Fernández FG, Fernández Sevilla JM (2012) Development of a process for the production of l-amino-acids concentrates from microalgae by enzymatic hydrolysis. *Bioresour Technol* 112:164–170.
- Schachtschabel, P.; Blume, P.; Brummer, G.; Hartge, H. y Schwertmann, U. (1992). *Lehrbuch der bodenkunde*. Enke (Ed.). 491 pp.
- Schwarz D, Krienitz L (2005) Do algae cause growth-promoting effects on vegetables grown hydroponically? In: Price MR (ed) *Fertigation: optimizing the utilization of water and nutrients*. International Potash Institute, Beijing, pp 161–170.
- Shah V, Belozerova I. Influence of metal nanoparticles on the soil microbial community and germination of lettuce seeds. *Water Air Soil Pollut* 2009; 197:143-148. doi: <http://dx.doi.org/10.1007/s11270-008-9797-6>.
- Simón, S. (2015). Respuestas fisiológicas de los cítricos al exceso de boro. Estudio de portainjertos y micorrización. Tesis doctoral. Universidad Miguel Hernández de Elche.
- Singh A.K., Asmita, Anjana Sisodia and Raimani Hembrom. *Indian Journal of Agricultural Sciences* 85 (7): 00–00, July 2015/Article Effect of foliar application of zinc and copper on leaf nutrient content, growth and flowering in gladiolus (*Gladiolus* spp) cv. Pink Friendship
- Škarpa, Petr & Kunzová, E. & Zúkalová, H. (2013). Foliar fertilization with molybdenum in sunflower (*Helianthus annuus* L.). *Plant, Soil and Environment*. 59. 156-161. 10.17221/663/2012-PSE.
- Steiner, F., Zoz, T., Zuffo, A.M., Pereira, P., Zoz, J. & Zoz, A. (2018). Foliar application of molybdenum enhanced quality and yield of crisp leaf lettuce (*Lactuca sativa* L., cv. Grand Rapids). *Acta Agronómica*, 67(1), 73-78.
- Tarakhovskaya ER, Maslov YI, Shishova MF (2007) Phytohormones in algae. *Russ J Plant Physiol* 54:163–170.

- Terol, G.(2015). Proyecto de construcción de un huerto escolar en el I.E.S. Arzobispo Lozano de Jumilla. Proyecto fin de grado, Universidad Miguel Hernández de Elche.
- Vajari, M., Eshghi, S., Moghadam, J., Gharaghani, A. (2018). Late season mineral foliar application improves nutritional reserves and flowering of kiwifruit. *Scientia Horticulturae*. Volume 232, February 2018, Pages 22-28.
- Van Der Walt JJA, Vorster PJ (1981). *Pelargoniums* of Southern Africa II, Juta, Cape Town. pp. (Albers, 1988)
- Van Der Walt JJA (1977). *Pelargoniums* of Southern Africa I, Juta, Cape Town. pp. (Albers, 1988).
- Wang, Q., X. Ma, W. Zhang, H. Pei and Y. Chen. 2012. The impact of cerium oxide nanoparticles on tomato (*Solanum lycopersicum* L.) And its implications for food safety. *Metallomics*. 4(10): 1105-1112.
- Whealy CA (1993). New cultivars. En: *Geraniums* IV. Ed. White J. Ball Publishing, Geneva. USA. pp.207-214.
- White, J. G. y Zasoski, R. J. (1999). Mapping soil micronutrients. *Field crops research*. 60: 11-26 pp.
- White, R. E. (2000). Principles and practice of soil science. The soil science. The soils a natural resource. Blackwell Science. 348 pp.

RECURSOS ONLINE

- FEDEX, 2019. Federación Española de Asociaciones de Productores Exportadores de Frutas, Hortalizas, Flores y Plantas Vivas.
<https://www.fepex.es/ext/sector-flores-plantas-vivas.aspx>
- MAGRAMA (2014). Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. Diferentes Anuarios de Estadística Agrarias.
<https://www.magrama.gob.es>
- Urbano P. (2004). Flor cortada y planta ornamental implantación de sistemas de Buenas Prácticas Agrícolas.
<https://www.fundame.org>
- Zimmerman C (1998a). Geraniaceae. *Geranium*. Disponible:

<http://biology.nwc.whoec.edu/biology/bot2100>

- Zimmerman C (1998b). *Pelargonium-Geranium*. Disponible:

<http://www.msue.msu.edu/msue/imp/mod03>